

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

E.A.P. DE MEDICINA VETERINARIA

**Presencia y lesiones gastrointestinales por helmintos
del majaz Agouti paca de vida libre de la cuenca del
Río Yavarí Mirí (Loreto – Perú)**

TESIS

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

AUTOR

Laura Estefanía Baquedano Santana

Lima – Perú

2014

DEDICATORIA

A Dios por llenarme de bendiciones cada día y llevarme de su mano por el camino adecuado para alcanzar mis objetivos.

A mi madre por ser el mayor ejemplo de amor, fortaleza, dedicación y superación; por todo su esfuerzo para que junto a mi hermana alcanzáramos nuestras metas, por su confianza y por haberme hecho la persona que soy ahora.

A mi padre quien velo por mi desarrollo académico y brindó su apoyo incondicional a lo largo de mi carrera profesional. Por su ejemplo de constancia, y entereza con la cual me educó.

A mi hermana quien es la persona que tuve como modelo y admiro por sus ideales; por su apoyo, confianza y compañía durante este tiempo.

Y a ese ángel que me cuidó, cuida y cuidará por siempre.

AGRADECIMIENTO

- A la ONG Wildlife Conservation Society, a su directora Mariana Varesse y a la ONG PREDICT, por el soporte financiero que permitió hacer posible esta tesis de gran importancia y otras más.
- Al Dr. Pedro Mayor Aparicio, por permitirme ser parte de este gran proyecto: Evaluación de enfermedades zoonóticas parasitarias en animales silvestres y domésticos, y en comunidades indígenas locales en la Amazonía peruana; financiado por la Universidad Autónoma de Barcelona, y a la vez poder realizar el presente estudio.
- A mi Asesor de tesis Dr. Alfonso Chavera Castillo, a la Dra. Rosa Perales y a la Dra. Nieves Sandoval por el aporte de sus conocimientos y constancia para concluir con éxito este trabajo y al Laboratorio de Histología, Embriología y Patología Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Al Biólogo. Jorge Cárdenas Callirgos, al Dr. César Gavidia Chucán y al PhD Manuel E. Tantaleán Vidaurre, por sus consejos, críticas constructivas, apoyo y orientación en la presente investigación.
- Al Servicio Nacional de Sanidad Agraria SENASA, a su Jefe Nacional Dr. Oscar Domínguez; al director Dr. Luis Olivera Director de la Unidad del Centro de Diagnóstico de Sanidad Animal, al Dr. William Valderrama Director de la Subdirección de Análisis de Riesgo y Vigilancia Epidemiológica, al Dr. Washington Valencia Responsable del Laboratorio de Parasitología de la UCDSA, gracias a todos ellos por

haberme brindado el apoyo y la facilidad de transportar las muestras biológicas a través de sus instalaciones, ya que sin su colaboración esto no hubiera sido posible.

- A la Estación Experimental del Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura – Iquitos, a su director Carlos Ique y a los doctores Dr. Hugo Gálvez y Dra. Nofre Sánchez por brindarme el apoyo y permitirme trabajar en sus instalaciones.
- Al Instituto de Investigación para el Desarrollo de Francia, a su representante en Perú Dr. Gerard Herail, al Dr. Erick Deharo y Dr. Michael Sauvain por facilitar sus instalaciones para el desarrollo de este gran proyecto.
- A las personas de la Comunidad de Nueva Esperanza, cuenca del Rio Yavarí Mirí, Provincia de Ramón Castilla, Región Loreto, Perú; por su calurosa y gentil bienvenida en cada viaje a su comunidad y sobretodo a los cazadores locales por su participación desinteresada en la realización de este proyecto, ya que sin ellos no hubiera sido posible el trabajo de campo ni el desarrollo del presente proyecto.

INDICE DE CONTENIDOS

	PÁG
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
INDICE DE CONTENIDOS	v
INDICE DE TABLAS	vii
INDICE DE FIGURAS	viii
INDICE DE ANEXO.....	x
RESUMEN	xi
ABSTRACT	xii
I.INTRODUCCION.....	1
II.REVISION BIBLIOGRAFICA	4
2.1. GENERALIDADES	4
2.2. PARASITISMO POR HELMINTOS	13
2.2.1. Género <i>Physocephalus</i>	17
2.2.2. Género <i>Physaloptera</i>	18
2.2.3. Género <i>Boehmiella</i>	19
2.2.4. Género <i>Eucyathosthomum</i>	19
2.2.5. Género <i>Trichuris</i>	20
2.2.6. Género <i>Capillaria</i>	21
2.2.7. Género <i>Freitastrongylus</i>	21
2.2.8. Género <i>Stochirchis</i>	22
2.2.9. Género <i>Raillietina</i>	23
2.3. LESIONES POR HELMINTOS	23
III.MATERIALES Y METODOS	25
3.1. MATERIALES	25
3.1.1. Lugar de estudio.....	25
3.1.2. Descripción del área de estudio.....	26
3.1.3. Material Experimental	27
3.1.4. Muestras obtenidas	28
3.1.5. Equipos e Instrumental	28
3.2. METODOS.....	29
3.2.1. Toma de muestra	29
3.2.2. Procesamiento de muestra	30
3.2.3. Análisis de datos	32
3.2.4. Análisis estadístico.....	32
IV.RESULTADOS	33
4.1. IDENTIFICACIÓN DE LOS HELMINTOS ENCONTRADOS EN MAJAZ	33
4.1.1. Aspectos morfológicos de los helmintos gastrointestinales	37

4.2. CAMBIOS ANATOMOPATOLÓGICOS GASTROINTESTINALES	40
4.2.1. <i>Hallazgos macroscópicos</i>	40
4.2.2. <i>Lesiones microscópicas</i>	43
4.3. AGENTE PARASITARIO Y SUS LESIONES GASTROINTESTINALES	47
V.DISCUSION	49
VI.CONCLUSIONES.....	56
VII.RECOMENDACIONES	57
VIII.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	58
IX.ANEXOS.....	66

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Helmintos gastrointestinales en majaz descritos en América Latina	16
Tabla 2. Frecuencia de parasitismo según localización por segmento gastrointestinal hallados en majaz de vida libre. Cuenca del Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)	34
Tabla 3. Frecuencia de tipos de poliparasitismo en majaz de vida libre. Cuenca del Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)	35
Tabla 4. Frecuencia de helmintos gastrointestinales en majaz de vida libre. Cuenca del Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)	36
Tabla 5. Frecuencia de helmintos gastrointestinales según sexo y época del año en majaz de vida libre. Cuenca del Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)	37
Tabla 6. Frecuencia de lesiones macroscópicas observadas por región gastrointestinal en majaz de vida libre. Cuenca del Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)	40
Tabla 7. Frecuencia de lesiones microscópicas por región gastrointestinal en majaz de vida libre. Cuenca del Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)	43
Tabla 8. Hallazgos microscópicos asociados a parásitos en tracto gastrointestinal en majaz de vida libre. Cuenca del Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)	47

INDICE DE FIGURAS

- Figura 1. Majaz (*Agouti paca*). Cabeza voluminosa y ojos grandes. Vista de un macho adulto, obsérvese abultamiento de los arcos zigomáticos (Fuente: Mayor et al., 2007). 7
- Figura 2. Majaz (*Agouti paca*). Roedor robusto, de pelaje marrón, marcado con cuatro hileras longitudinales de manchas blancas en cada lado. Vista de una hembra adulta (Fuente: Mayor et al., 2007). 7
- Figura 3. Grupo familiar de majaz. Arco zigomático visible en estos dos adultos, más pronunciado en el macho (izquierda) que en la hembra (Fuente: Smythe y Brown de Guanti, 1995). 11
- Figura 4. *Trichuris gracilis* **a.** nemátodo adulto hembra (H) y macho (M); **b.** extremo posterior del macho, espículas (S), sin bolsa peneana. *Boehmiella wilsoni*. 40x. **c.** extremo anterior, formación de un diente (D). 10x. **d.** extremo posterior del macho, bolsa caudal (BC). *Physocephalus mediospiralis*. 40x. **e.** porción anterior de la hembra, conseudolabios (SL), cápsula bucal (CB) y esófago (E). 10x. **f.** porción posterior del macho, espícula (S), vista lateral. 40x. 38
- Figura 5. *Freitastrongylus angelae*. **a.** extremo anterior. 10x. **b.** extremo posterior del macho, bolsa caudal (BC). *Physaloptera torresi*. 40x. **c.** región cefálica con dientes (D) organizados en cada labio. 10x. **d.** extremo posterior del macho, aleta caudal (AC), espículas (S). *Eucyathostomum copulatum*. 40x. **e.** extremo anterior, corona radiada (CR), cápsula bucal (CB) prominente, esófago (E). 10x. **f.** extremo posterior del macho, bolsa copulatriz (BC). 40x. 39
- Figura 6. Lesiones macroscópicas observadas en estómago de majaz (*Agouti paca*). Cuenca Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012). **a.** Adulto de *Boehmiella wilsoni* a nivel de superficie de la mucosa gástrica. **b.** 41

Estructuras nodulares granulomatosas ulceradas en mucosa gástrica con nemátodos emergiendo.

- Figura 7. Lesiones macroscópicas observados en intestino delgado en *A. paca* de vida libre. Cuenca Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012). **a.** Mucosa engrosada y rugosa **b.** desprendimiento de mucosa (D) y gran mucosidad (M). 42
- Figura 8. Lesiones macroscópicas por *Trichuris gracilis* observados en intestino grueso de majaz (*Agouti paca*). Cuenca Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012). **a.** Nemátodo *Trichuris gracilis* fijándose y atravesando la mucosa acusando engrosamiento focal. **b.** engrosamiento y desprendimiento de mucosa cecal. 42
- Figura 9. Lesiones microscópicas en estómago de majaz. Cuenca Rio Yavarí Mirí. Loreto Perú. 2010-2012. **a.** Granuloma conteniendo nemátodos (N) *B. wilsoni* y espacios en blanco (B) en submucosa, se observa el intestino (I) y el útero (U) del nemátodo, el cual se encuentra rodeado por abundante tejido conectivo, necrosis y focos de calcificación distrófica (flecha). H-E.10x. **b.** Corte transversal del nemátodo (N) *B. wilsoni* encapsulado en submucosa, se observa el esófago (E) con musculatura radiada y las 3 alas (flechas) características del género. H-E.10x. **c.** Restos parasitarios (RP), rodeados por un granuloma compuesto por tejido conjuntivo, eosinófilos, macrófagos, linfocitos (flechas) y células multinucleadas (asterisco) alrededor de los parásitos hallados en la submucosa. H-E.40x. **d.** Nemátodo rodeado por tejido conectivo fibroso con eosinófilos infiltrados. H-E. 100x. 45

INDICE DE ANEXO

Anexo 1. Área de Caza en la Cuenca del Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú	67
Anexo 2. Ficha de examen parasitológico	68
Anexo 3. Ficha de examen macro y microscópico del tracto gastrointestinal	69

RESUMEN

El objetivo del estudio fue identificar los helmintos gastrointestinales que afectan al majaz *Agouti paca* de vida libre de la cuenca del río Yavarí Mirí, Loreto, Perú; y describir sus lesiones gastrointestinales macro y microscópicas. La investigación fue realizada durante el periodo de Agosto del 2010 a Agosto del 2012. La muestra estuvo conformada por 99 ejemplares que se obtuvieron de la caza de los pobladores locales de la Comunidad de Nueva Esperanza con fines de autoconsumo. Los tractos digestivos fueron colectados y conservados en formol al 10%. Se realizó la colección y posteriormente la identificación de helmintos adultos. Paralelamente se hizo el examen macroscópico y la toma de muestra de tejidos, para luego realizar la coloración convencional Hematoxilina – Eosina para el estudio histopatológico. Fueron identificados 10 helmintos pertenecientes a las especies *Boehmiella wilsoni*, *Physocephalus mediospiralis*, *Physaloptera torresi*, *Eucyathostomum copulatum*, *Trichuris gracilis*, *Freitastrongylus angelae*, *Raillietina demerariensis*, *Stichorchis giganteus*, *Capillaria sp.* y la familia Anoplocephalidae. La prevalencia general de helmintos gastrointestinales fue del 94.95%, siendo los de mayor presentación las especies *Trichuris gracilis* (60.6%) y *Boehmiella wilsoni* (60.6%), y de menor frecuencia al género *Capillaria sp.* y especie *Physocephalus mediospiralis* con 3 % cada uno. Se observó multiparasitismo en un 49.5 % de los individuos; el órgano más afectado fue el estómago (77.8%), seguido por los intestinos grueso (70.7%) y delgado (55.6%). A nivel macroscópico, el órgano más afectado fue el estómago presentando nódulos en la mucosa con presencia de helmintos en su interior. A nivel histológico, se identificó al nemátodo *Boehmiella wilsoni* como causante de la lesión nodular diagnosticada como gastritis eosinofílica granulomatosa. Los otros helmintos se localizaron en la luz gastrointestinal sin producir cambios patológicos aparentes. Este es el primer reporte en donde se describen lesiones anatomopatológicas relacionadas con helmintos gastrointestinales de *A. paca* de vida libre, además de ser el primer registro del nemátodo *Freitastrongylus angelae* en *A. paca* a nivel mundial. Por consiguiente, el hallazgo de los helmintos diagnosticados demuestra que el majaz de vida libre es reservorio de estos parásitos a nivel gastrointestinal.

Palabras clave: majaz, *Agouti paca*, helmintos gastrointestinales, lesiones gastrointestinales.

ABSTRACT

The objective of the study was to identify gastrointestinal helminthes of free life *Agouti paca* of Yavarí Mirí River, Loreto, Peru; and describe macroscopic and microscopic gastrointestinal lesions caused by helminthes in the digestive tract. The research was conducted during the period August 2010 to August 2012. The sample consisted of 99 specimens, hunted as a food resource for the residents of the Nueva Esperanza community. The digestive tracts were collected and preserved in formaldehyde 10%. These were analyzed and identified of adult helminthes. The pathological examination and tissue sampling for histopathological study using Hematoxylin-Eosin stain was realized. Ten helminthes: *Boehmiella wilsoni*, *Physocephalus mediospiralis*, *Physaloptera torresi*, *Eucyathostomum copulatum*, *Trichuris gracilis*, *Freitastrongylus angelae*, *Raillietina demerariensis*, *Stichorchis giganteus*, *Capillaria sp.* y Anoplocephalidae were identified. The prevalence of gastrointestinal helminthes was 94.95%, being the most frequent *Trichuris gracilis* (60.6%) y *Boehmiella wilsoni* (60.6%); and the less frequent *Capillaria sp.* y *Physocephalus mediospiralis* with 3% each. Multiparasitism of 49.5% was observed and the most infected organ was the stomach (77.8%), followed by the large intestine (70.7%) and the small intestine (55.6%). Macroscopically, the most affected organ was the stomach, showing nodules in the mucosa with presence of helminthes. Histologically, the nematode *Boehmiella wilsoni* was identified as the cause of nodular lesions diagnosed as eosinophilic granulomatous gastritis. The others helminthes were found in the gastrointestinal lumen without apparent pathological changes. This is the first report where pathologic lesions associated with gastrointestinal helminthes of *A. paca* were described. In addition, it's the first report of *Freitastrongylus angelae* in *A. paca* in the world. The finding of the helminthes shows that free life *Agouti paca* is a reservoir of these gastrointestinal parasites.

Keywords: majaz, *Agouti paca*, gastrointestinal helminthes, gastrointestinal lesions.

I. INTRODUCCION

En la región Amazónica, la fauna silvestre sigue siendo un medio fundamental de subsistencia especialmente para los pueblos rurales, ya que este recurso abastece en algunos lugares de vestimenta, beneficios económicos a través de la venta de sus productos y sobre todo sirve de alimento, como fuente de proteína animal (Bendayan, 1991).

La caza que se practica en la actualidad en la Amazonía suele ser caza de subsistencia que es típicamente rural y destinada al autoconsumo directo de los pobladores (Ríos, 2001). En la Amazonía peruana se estima que el consumo de carne de monte es de 15.000 toneladas al año (Rengifo *et al.*, 1996) llegando a proporcionar entre el 34% y el 40% de las proteínas, superior al porcentaje que proveen los animales domésticos (Ríos *et al.*, 1973). Panduro (1994) determinó que las especies de fauna silvestre que más contribuyen en la alimentación del poblador de la cuenca del Tamshiyacu son: majaz, sajino, carachupa, venado, añuje y huangana; y el consumo per cápita de carne de monte es 35, 65 g / día con una frecuencia de consumo entre 1 – 12 veces por mes.

Estudios etnozoológicos realizados en diferentes comunidades del continente latinoamericano, revelan que el majaz *Agouti paca* es la especie de caza preferida (Ojasti, 1984). Algunos de los platos típicos en que se usa la carne del majaz son: asado, estofado, picante, picadillo, entre otros (MIMDES, 2011). Es importante destacar que se estima que anualmente se comercializan 10282 individuos de majaz en la ciudad de Iquitos, equivalente a 82258 Kg de carne (Moya, 2011).

El majaz *Agouti paca* es un roedor histricomorfo, que presenta una amplia distribución desde el sur de México hasta el norte de Argentina. Su rango se extiende desde 0 hasta los 1600 m.s.n.m de altitud (Pérez, 1992). Habita los bosques de galería, húmedos, secundarios viejos y cultivos de plátano de la región Neotropical (Sunción, 2009). Aunque esta especie es la presa preferida por el cazador amazónico, sus poblaciones no están actualmente en peligro de extinción (Mayor *et al.*, 2007).

Se alimenta básicamente de frutas, raíces y legumbres, aunque no utiliza ni la cáscara, ni las partes fibrosas de los mismos. Es un roedor de hábitos nocturnos, de gran tamaño que puede alcanzar los 20 cm de altura y 32 cm de largo, pesa entre 6 a 12 kg y se encuentra cubierto de pelo oscuro, con líneas blancas punteadas a lo largo del cuerpo (Emmons, 1990).

El majaz representa una alternativa como fuente de proteína consumida en poblados rurales, razón por la cual se ha criado en cautiverio en Costa Rica, Colombia, México y en Perú entre otros (Mayor *et al.*, 2007). La importancia de determinar en el majaz los géneros u órdenes de los parásitos gastrointestinales, es el permitir establecer relaciones entre parásito-huésped y planear estrategias de control del parasitismo en especies de vida libre, para luego ser dirigidos a especímenes mantenidos en zoológicos y zoocriaderos. En el futuro, la cría en cautiverio de majaz podría contribuir a reducir la presión de caza sobre las poblaciones silvestres, haciendo que la preservación de las mismas sea más factible (Ramírez *et al.*, 2001).

En el continente americano el majaz ha sido estudiado desde el punto de vista parasitológico por Matamoros *et al.* (1991), Montes (2001), Estrada (2004), Macedo *et al.* (2005) y Gonçalves *et al.* (2006), entre otros. Igualmente en Perú el majaz ha sido estudiado por Rengifo *et al.* (1996), Reátegui *et al.* (2001) y Sunción (2009), abarcando básicamente el aspecto taxonómico del grupo, llegándose a establecer un registro de 10 géneros de helmintos en estos vertebrados. No obstante, la mayor parte de los estudios han sido efectuados en condición de cautiverio y no en vida libre, debido a la dificultad de coleccionar el material biológico, al aislamiento biogeográfico y a la falta de infraestructura del área estudiada (Gonçalves *et al.*, 2006).

De esta forma, la primera etapa del presente estudio consistió en la taxonomía de estos grupos de helmintos en el majaz de vida libre; sin embargo, los conocimientos limitados que se tienen permiten abordar otro tipo de trabajos. En una segunda fase del estudio se pretendió

analizar el tipo de lesiones macroscópicas y microscópicas que provocan estos parásitos en el majaz.

Las helmintiasis pueden presentar signos de enfermedad como disnea, diarrea, fiebre, anorexia, anemia, inmunodeficiencia, y puede elevar la susceptibilidad a contraer infecciones secundarias (Bowman, 2004), todo esto asociado a cambios conductuales causados por la pérdida de vigor del individuo parasitado, podrían influir negativamente en su capacidad para proteger su territorio y seleccionar pareja (Suzán *et al.*, 2000). Así mismo, las lesiones gastrointestinales causadas por los helmintos pueden disminuir la absorción de proteínas, grasas y carbohidratos, ocasionando disminución en la condición corporal.

En el caso de parásitos que producen lesiones a nivel gastrointestinal, por ejemplo *Prostenorchis elegans*, éstos se adhieren fuertemente a la mucosa del íleon distal, ciego y colon proximal (Carrol *et al.*, 1975; Trenton, 2002; Bowman, 2004); provocando una reacción inflamatoria que forma nódulos de 2 a 6 mm de diámetro, visibles en la serosa intestinal (Davis, 1973; Savage, 1995; Smith, 2002). Estas nodulaciones y la inflamación intestinal predisponen a los animales a presentar enteritis, intususcepciones y muerte por peritonitis al haber casos de perforación de la pared intestinal (Stunkkard, 1965).

Por consiguiente el presente estudio da a conocer las especies helmínticas gastrointestinales del majaz (*Agouti paca*) de vida libre de la cuenca del río Yavarí Mirí (Loreto, Perú), y describe las lesiones anatomopatológicas que ocasionan estos helmintos en su tracto digestivo.

II. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1. GENERALIDADES

A continuación se brinda información acerca de algunos aspectos básicos de: taxonomía, morfología, biología y ecología del majaz, *Agouti paca* (Linnaeus, 1766).

2.1.1. Clasificación taxonómica

Reino	:	Animal
Phylum	:	Vertebrado
Clase	:	Mammalia
Subclase	:	Theria
Infraclass	:	Eutheria
Orden	:	Rodentia
Familia	:	Cuniculidae
Género	:	Cuniculus
Especie	:	<i>Cuniculus paca</i> (Brisson, 1762)
Sinónimo	:	<i>Agouti paca</i> (Linnaeus, 1766)

2.1.2. Nombres comunes (Belaunde *et al.*, 2007)

Argentina	:	Paca, Guagua.
Bolivia	:	Jochi pintado, Rooquish y Nuboripirosh (Chiquitano), Acuchi, Yxeté.
Brasil	:	Paca, Guagua.
Chile	:	Paca.
Colombia	:	Boruga, Guagua, Guardatinaja, Guartinajo, Samayo, Beno ana, Apua.
Costa Rica	:	Tepezcuinte.
Ecuador	:	Quanta, Lumucha, Quanta, Chanange.
México	:	Tepezcuintle, Guatuza real.
Panamá	:	Conejo pintado, Kurí, Paca, Tepezcuinte, Teuelo, Tuelo, Sule.
Perú	:	Majaz, Paca, Picurú, Hei Ipil, Lappe, Majaznum, Samani.
Venezuela	:	Guardatinajo, Laba, Lapa, Paca.

2.1.3. Distribución geográfica

El majaz está ampliamente distribuido en la región Neotropical desde el sur de México y Guatemala hasta Paraguay (Mondolfi, 1972; Macedo *et al.*, 2005). Se encuentra en toda América Central, y en Sudamérica está extensamente distribuido por Colombia, Venezuela, la isla de Trinidad, todas las Guayanas, Ecuador, Bolivia, Brasil y Perú hasta Paraguay y el norte de Argentina, límite sur de su distribución (González y Ríos, 2002; Macedo *et al.*, 2005). Su distribución altitudinal va desde el nivel del mar hasta los 1600 m.s.n.m. (Mondolfi, 1972).

2.1.4. Hábitat

El majaz es una especie propia de zonas selváticas, habita bosque seco, bosque húmedo y manglares. Se encuentra próximo a los ríos, lagunas y quebradas (Matamoras, 1985); prefiriendo el sotobosque de la selva tropical perennifolia, veredas y túneles entre la espesa vegetación (Trujillo *et al.*, 2005).

El majaz es una especie de la selva madura, áreas de vegetación secundaria y en ocasiones cultivos que estén cerca de los arroyos u otras fuentes de agua (Belaunde *et al.*, 2007). Se encuentra en diversos ambientes boscosos: bosques secos, subxerofíticos, húmedos, montanos, conservados o intervenidos (Pérez, 1992; Emmons, 1990).

2.1.5. Características morfológicas

Esta especie mide de 60 a 80 cm. del extremo del hocico a la punta de la cola; este apéndice tiene una longitud de 1.5 a 2 cm. Los adultos pesan entre 5 y 8 kg.; los ejemplares más grandes alcanzan hasta 14 kg. de peso. La cabeza tiene un tamaño proporcional al cuerpo, y en ella resaltan los arcos zigomáticos, especialmente en los machos (Fig. 1) (Matamoros, 1985).

En el maxilar inferior se notan unas apófisis de prolongación hacia la parte posterior y que llegan hasta la altura del axis. Las aberturas nasales son relativamente pequeñas (Belaunde *et al.*, 2007). El majaz, como todo roedor, posee gran prolongación de los incisivos del maxilar inferior y del superior, dando lugar a un permanente prognatismo (Rengifo *et al.*, 1996). No posee caninos y tiene ocho molares en cada lado de la arcada, tanto superior como inferior (Vasallo, 2000).

Esta especie tiene un cuerpo pesado y robusto (Trujillo *et al.*, 2005). Está cubierto de pelos gruesos y cortos de color pardo oscuro o marrón claro según la región de donde procedan, con tres a cinco franjas o líneas punteadas blancas a lo largo del cuerpo en los costados (Emmons, 1990; Pérez, 1992) (Fig. 2). El vientre es de color blanco, con dos pares de mamas o pezones a un lado de cada miembro locomotriz (región pectoral e inguinal) (González y Ríos, 2002).

Los miembros anteriores son cortos con cuatro dedos alargados dispuestos hacia delante y una uña como vestigio del primer dedo, sus miembros posteriores son más largos y provistos de cinco dedos de los que el primero y quinto son rudimentarios, esta forma de sus extremidades le permiten ser muy rápido y flexible al correr (González y Ríos, 2002).



Figura 1. Majaz (*Agouti paca*). Cabeza voluminosa y ojos grandes. Vista de un macho adulto, obsérvese abultamiento de los arcos zigomáticos (Fuente: Mayor *et al.*, 2007).



Figura 2. Majaz (*Agouti paca*). Roedor robusto, de pelaje marrón, marcado con cuatro hileras longitudinales de manchas blancas en cada lado. Vista de una hembra adulta (Fuente: Mayor *et al.*, 2007).

2.1.6. Aspectos de la anatomía macro y microscópicos del sistema digestivo del majaz

El tubo digestivo del majaz tiene una elevada capacidad de almacenamiento representada principalmente para el estómago y el ciego, que evidencian las adaptaciones que le permiten recibir gran cantidad de alimento, que luego somete a procesos de fermentación en el ciego. Este proceso puede aumentar el tiempo de tránsito intestinal de la ingesta y disminuir las necesidades de ingesta de material vegetal frecuentemente en volúmenes grandes (Parra y Osbahr, 2000).

En la cavidad bucal, posee glándulas salivales mayores y menores de secreción mucosa, excepto las de Von Ebner de secreción serosa (García, 1984). La lengua es un órgano muscular en el que se diferencian el vértice, el cuerpo y la raíz con papilas mecánicas (filiformes y cónicas) cornificadas y gustativas (fungiformes, foliadas y circunvaladas) (Mayor y López, 2014). El esófago posee epitelio plano estratificado queratinizado. No posee glándulas, excepto en el corion o lámina propia de la zona de transición con el estómago, donde se observan unidades túbulo-acinosas de secreción mucosa (García, 1984).

El estómago del majaz es monocavitario. Se dispone entre el cardias, que comunica con el esófago y está ubicado en el lado izquierdo, y el píloro, que comunica con el duodeno y está situado en el lado derecho. En el estómago se puede reconocer un fundus poco desarrollado, un cuerpo y una parte pilórica compuesta por el antro y canal pilórico (Mayor y López, 2014).

En un estudio histológico e histoquímico del estómago, la mucosa cubierta por un epitelio cilíndrico simple secretor y las glándulas fúndicas formadas principalmente por células parietales. El epitelio cilíndrico simple de la mucosa del cuello y de las glándulas cardíacas y pilóricas, produce un mucopolisacárido neutro cuya función es cubrir la superficie estomacal y protegerla de la gran cantidad de ácido clorhídrico que secretan las células parietales. El epitelio de la mucosa, las glándulas cardíacas y pilóricas, la submucosa, la túnica muscular y la serosa son similares a la mayoría de mamíferos (Matamoros y Pashov, 1982).

El intestino de los herbívoros domésticos alcanza una longitud 25 veces mayor que la longitud corporal, siendo considerablemente más largo que los carnívoros, donde llega a tener apenas una longitud entre tres a cuatro veces la longitud corporal. En el majaz, y probablemente debido a su condición de frugívoro, la longitud total del intestino alcanza 11,9 veces la longitud corporal (Mayor y López, 2014).

El intestino delgado se sitúa entre el píloro y el orificio ileal, sus asas se disponen en espacio comprendido entre el hígado y el estómago (cranealmente) y la entrada de la pelvis (caudalmente). Presenta tres regiones típicas: duodeno, yeyuno e íleon (Mayor y López, 2014). El duodeno se extiende entre el píloro y la flexura duodenoyeyunal. Se observa una dilatación piriforme, vellosidades intestinales, pliegues permanentes, glándulas de Brunner y glándulas de Lieberkuhn (García, 1984; Sisson *et al.*, 1990).

El yeyuno es la porción de mayor longitud; y posee mayor número de pliegues permanentes y de células caliciformes en comparación con el duodeno (García, 1984; Sisson *et al.*, 1990). El íleon es un segmento corto que se une al ciego por medio del pliegue ileocecal. Su capa muscular gruesa evita el reflujo del contenido intestinal desde el intestino grueso (Mayor y López, 2014). Presenta un mayor número de células caliciformes y placas de Peyer, en comparación con los segmentos precedentes (García, 1984; Sisson *et al.*, 1990).

El intestino grueso se extiende desde el final del íleon hasta el ano, presenta una división en ciego, colon y recto. El ciego es un divertículo muy voluminoso y desarrollado, aproximadamente 50 cm de longitud y 13 cm de ancho (Mayor y López, 2014), al igual que en otros herbívoros sirve como receptáculo mientras que la celulosa entre otros componentes es digerida por la acción de las bacterias simbióticas (Parra y Osbahr, 2000). La superficie externa del ciego presenta tres bandas longitudinales o tenias que determinan la formación de cuatro hileras de saculaciones o haustras (Mayor y López, 2014).

El colon del majaz está muy desarrollado y está dividido en tres porciones: colon ascendente, transversal y descendente. El colon ascendente comienza con el orificio cecocólico al final del ciego y termina en el colon transversal, tiene una longitud de 72 cm. Alcanza inicialmente un gran diámetro (ampolla del colon descendente), si bien después se estrecha para adquirir un diámetro similar al del yeyuno (Mayor y López, 2014).

Como en los rumiantes, el colon ascendente del majaz presenta un asa espiral en forma de disco; donde se observan 1,5 giros centrípetos, que en la flexura central se continúan con 1,5 giros centrífugos (Mayor y López, 2014). Su disposición espiral permitiría mayor flujo de líquidos en esa área absorbente, a medida que compacta el contenido intestinal en su tránsito intestinal (Parra y Osbahr, 2000).

El colon transverso es corto y se continúa con el descendente, posee 27 cm de longitud aproximadamente (Mayor y López, 2014). El colon descendente presenta saculaciones pequeñas de 4 mm, que posiblemente se encarga de dar la forma a la materia fecal propia de esta especie (Parra y Osbahr, 2000) siendo éste muy largo (233 cm) y flexuoso, que llega hasta la entrada de la cavidad pélvica. Tanto el colon transverso como el descendente presentan un diámetro relativamente estrecho, similar al yeyuno (Mayor y López, 2014).

La parte final del intestino grueso es el recto con una longitud de 12 cm, que se extiende desde la entrada pélvica hasta el canal anal. La parte terminal del tubo digestivo es el ano, de 3 cm de longitud (Parra y Osbahr, 2000).

2.1.7. Comportamiento

El majaz es un animal muy arisco y asustadizo, pero inofensivo (Guzmán, 2008), y casi estrictamente de hábitos crepusculares y nocturnos, momento que utilizan para la búsqueda de alimento y descanso en lugares abiertos (Emmons, 1990). Durante el día descansa en madrigueras conformadas por cuevas cubiertas por hojas (Emmons, 1990), troncos huecos ó excavaciones en el subsuelo (Mondolfi, 1972), ubicadas cerca a ríos ó lagunas donde acostumbran orinar, defecar ó aparearse (González y Ríos, 2002). Estos refugios sirven para protegerse de las corrientes de aire, cambios bruscos de temperatura, excesivo sol, y presencia de algún depredador natural (Rengifo *et al.*, 1996).

Es un animal solitario, en ocasiones se puede ver a la hembra con su cría y raramente en pares compartiendo pequeños territorios, sin embargo buscan alimento solos (Guzmán, 2008). Son animales monógamos y territoriales, el macho defiende su territorio enfrentándose a los intrusos con sonidos amenazadores (Belaunde *et al.*, 2007). Cuando están molestos castañean y relinchan sus dientes, emiten gruñidos y dan golpes fuertes con las patas traseras para avisar al invasor (Guzmán, 2008).

2.1.8. Reproducción

Las hembras alcanzan la madurez sexual a los 9 meses de edad y los machos al año. El majaz tiene una baja fecundidad y alta tasa de sobrevivencia en los adultos (Pérez, 1992). Los machos adultos presentan un pene de 5 a 7 cm. de largo, provisto al final de un par de espinas

cartilaginosas y un hueso cartilaginoso, sus testículos están en la parte interna del abdomen y solo bajan cuando están excitados (González y Ríos, 2002).

Este roedor es sexualmente activo a lo largo de todo el año. El majaz ovula espontáneamente sin ser necesaria la presencia del macho para la apertura de la vagina; sin embargo, a pesar de que las hembras presentan celos durante todo el año y la producción espermática en los machos es continua, la época fértil se encuentra en el período de diciembre a enero, de manera que los nacimientos se producen entre abril y mayo (Matamoras y Pashov, 1984; Guzmán, 2008).

El ciclo estral tiene una duración de 31 días, por lo que las hembras pueden quedar preñadas en cualquier mes del año (Matamoras, 1985). La gestación es de unos 118 días, usualmente pare una cría de 700 g la cual es destetada a las 6 semanas de edad (Fig. 3) (Barrera y González, 1999).

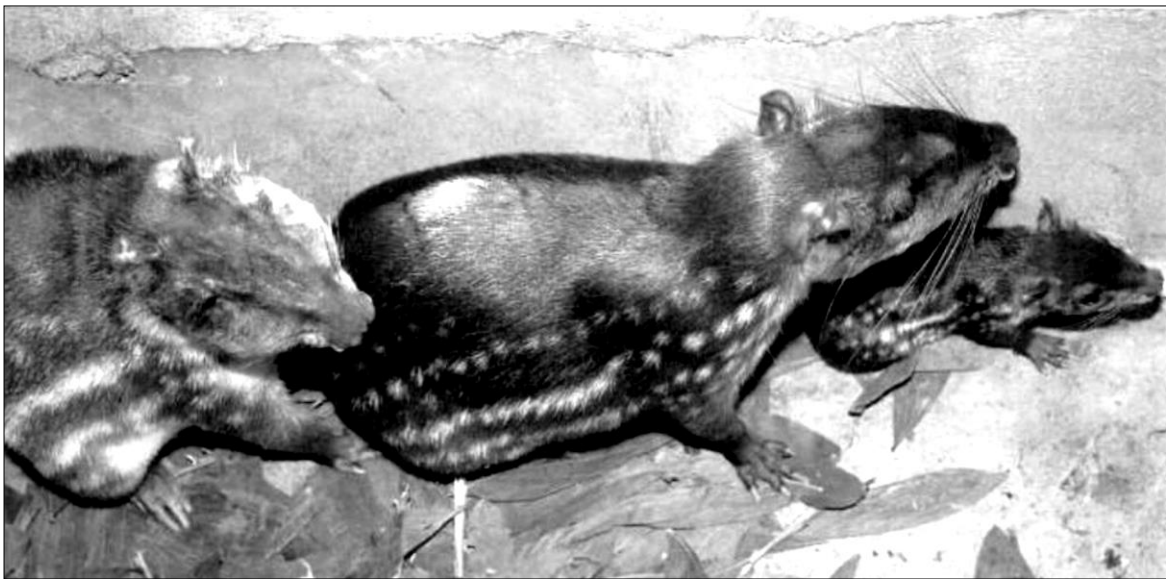


Figura 3. Grupo familiar de majaz. Arco zigomático visible en estos dos adultos, más pronunciado en el macho (izquierda) que en la hembra (Fuente: Smythe y Brown de Guanti, 1995).

2.1.9. Alimentación

El majaz es estrictamente vegetariano, prefieren diversos frutos y semillas silvestres, pero en ocasiones ingieren productos cultivados como maíz, caña de azúcar, melones y calabazas (Leopold, 1977). También le gustan los sobrantes de comidas caseras, los cuales

pueden usarse como complemento alimenticio (Belaunde *et al.*, 2007). El majaz es incapaz de abrir frutos con exocarpo duro (cáscara dura), pero puede consumir aquellos que son previamente abiertos por otros animales (Pérez, 1992; González y Ríos, 2002).

Las especies de frutos preferidas de este herbívoro, pertenecen a especies como *Pouteria sapota*, *Brosimum alicastrum*, *Dialium guianense*, *Virola guatemalensis* y *Chameadora tepejilote*, especies reportadas a partir del análisis de excrementos de pacas. También consume frecuentemente *Ficus insípida* y ocasionalmente *Quararibea asterolepis* y *Spondias radlkoferi* (Glanz, 1982). Además, utiliza los salitreros naturales o “collpa” para suplementar sus requerimientos minerales (Gómez y García, 1998).

2.1.10. Predadores

Sus principales depredadores son: los cazadores furtivos, los deportivos y los campesinos, que los matan en defensa de sus cultivos. Otros depredadores naturales son los felinos silvestres como jaguar (*Panthera onca*), puma (*Puma concolor*), yaguarundi (*Puma yagouaroundi*), ocelote (*Leopardus pardalis*), tigrillo (*L. wiedii*), y otros carnívoros como caimanes (*Crocodylus*), boas (*Boa constrictor*), y zorros (*Speothos venaticus*) (Otero, 1996).

2.1.11. Estatus poblacional

El estatus actual según la IUCN en el mundo es de preocupación menor (LC) (IUCN, 2009) y está incluida en el Apéndice III de CITES (CITES, 2009).

2.1.12. En cautiverio

Desde épocas precolombinas el majaz ha sido utilizado como fuente alimenticia, a través de la cacería de subsistencia (Guzmán, 2008). Es muy probable que se tratara de criar en cautiverio desde mucho antes de la llegada de los europeos a América. Los arqueólogos han descubierto encierros de piedra en las selvas de Guatemala, que eran utilizados por los mayas para criar animales (Smythe y Brown de Guanti, 1995).

Actualmente su carne sigue consumiéndose en las zonas rurales. El majaz representa una fuente de proteína para el consumo humano, siendo esta razón por la que se han establecido

sistemas de cría en cautiverio en Costa Rica, Colombia, México, Perú entre otros (Mayor *et al.*, 2007); que tienen como objetivo reproducir la especie en cautiverio (Matamoros *et al.*, 1991).

La carne del majaz tiene un contenido proteico del 84.6% (en materia seca), siendo superior al de la carne vacuna que es de 76.4% y el contenido de grasa de esta especie es del 7.54%, inferior a la del cerdo 15.19% (Barquero, 2002).

El proceso de domesticación en general es lento y complejo, pero al cambiar del comportamiento de los animales (impronta), proporciona ciertas ventajas para los criadores, mejorando el manejo y viabilizando económicamente su cría en cautiverio. La fauna silvestre tiene un gran potencial de producción de alimentos e ingresos para las comunidades rurales, pudiendo contribuir a la conservación y domesticación de majaz y así disminuir el declive de sus poblaciones de vida libre (Matamoros, 1982; Smythe y Brown de Guanti, 1995; Barrera y González, 1999).

2.2. PARASITISMO POR HELMINTOS

La parasitosis gastrointestinal que afecta la salud de los animales domésticos y silvestres es generalmente producida por helmintos (nemátodos, céstodos y tremátodos) y protozoarios. Los helmintos representan una amenaza para los animales domésticos y silvestres, ya que producen distintos cuadros clínicos, causando en algunos casos la muerte del hospedador (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2001).

En un estudio realizado por Durette-Desset *et al.* (2006), dos nuevos nemátodos trichostrongylidos fueron descritos: *Viannella trichospicula* y *Avellaria intermedia*, pertenecientes a la familia Viannaiidae y se encontraron en el añuje *Dasyprocta fuliginosa* en el Estado de Amazonas, Brasil.

En otro estudio, realizado por Montes-Pérez *et al.* (1998), en venados de cola blanca *Odocoileus virginianus yucatenensis* mantenidos en cautiverio, se encontraron cinco géneros de helmintos gastrointestinales: *Haemonchus* sp., *Cooperia* sp., *Trichuris* sp., *Strongyloides* sp., y *Moniezia* sp., dentro de los cuales *Haemonchus* sp. fue el más frecuente.

Así mismo, Zapata (2004), estudió una colonia de pecaríes de collar *Pecari tajacu* mantenida en cautiverio y mediante el análisis de muestras fecales el nemátodo gastrointestinal determinado fue *Oesophagostomum* sp.

En Brasil fue reportado *Physaloptera semilanceolata* en estómago (Ortlepp, 1922) y *Physaloptera* sp. en intestino delgado del coatí *Nasua nasua* (Vicente *et al.*, 1997), mientras que *Trichuris gracilis* se reportó en intestino de añuje *Dasyprocta agouti* y *Trichuris* sp. en intestino de añuje bayo *Dasyprocta azarae* (Travassos *et al.*, 1939).

Otros estudios reportan hallazgos de nemátodos como *Eucyathostomum dentatum* en intestino grueso de pecarí *Tayassu tajacu* (Travassos, 1937), *Eucyathostomum longesubulatum* en intestino grueso de venado rojo *Mazama americana* (Travassos, 1937) y *Eucyathostomum* sp. (Travassos *et al.*, 1939).

El *Stichorchis giganteus* es un tremátodo de gran tamaño y densidad en los cerdos, causando enteritis catarral, edematización de mucosa, diarrea, enflaquecimiento, anemia y muerte, sin embargo, ha sido aislado en varias oportunidades de cerdos criollos aparentemente normales (Agrobit, 2011).

Un estudio realizado por Ortiz (2004) en heces frescas de poblaciones naturales de carpinchos *Hydrochaeris hydrochaeris* obtenidas en la Reserva Provincial Ibera, provincia de Corrientes, Argentina, fueron identificados dos géneros de céstodes: *Moniezia* sp. y *Monoecocestus* sp.

El céstode *Raillietina demerariensis* es parásito del hombre y roedores en varios países de Sudamérica. Aún no ha sido encontrado en humanos de nuestro país a pesar de su presencia en el carpincho *Hydrochaeris hydrochaeris* del Manú en Madre de Dios (Tantaleán, 1994).

Hay alrededor de 225 especies de *Raillietina* que parasitan a las aves y los mamíferos. Los huéspedes intermediarios de las especies con ciclo evolutivo conocido son coleópteros, moscas y hormigas. Cuando los huevos de *Raillietina* son ingeridos por estos insectos, se transforman en cisticercoides en sus tejidos y generan nuevos gusanos adultos cuando un huésped definitivo apropiado ingiere el insecto (Soulsby, 1987).

El ejemplar original descrito en el primer caso humano en 1985 en Guyana medía 23 cm y poseía 320 proglótidos. Los especímenes mayormente mencionados en la literatura fueron los recuperados en humanos en 1925 en el Ecuador: medían hasta 12 m y poseían hasta 5000 proglótidos. Los proglótidos grávidos tienen forma de granos de arroz y contienen entre 75 y 250 cápsulas ovígeras con 7 a 9, y a veces hasta 12 huevos cada uno. No se conoce el ciclo biológico de ninguna de las especies que afectan al hombre, pero se supone que el huésped intermediario es algún artrópodo, probablemente una hormiga o algún coleóptero, como en otras especies del género (Acha y Szyfres, 2003).

Rego (1967), describió una nueva especie de céstodo, *Cleberia oligorchis*, en majaz de Brasil, así como también *Raillietina* sp. En Perú, Sunció (2009), reportó en la Cuenca del Río Itaya la presencia de *Raillietina* sp. en el majaz. Rausch *et al.* (1981), hallaron la larva de *Echinococcus oligarthrus* en quistes en el diafragma en 3 animales y *E. vogeli* en el hígado de 55 majaces en Colombia. Gardner *et al.* (1988), describieron el hallazgo de dos majaces con quistes en hígado con *Echinococcus* sp. en Bolivia.

D'Alessandro *et al.* (1979), estudiaron 14 casos de personas con hidatidosis poliquística, causada por *Equinococcus vogeli*. El ciclo doméstico de la transmisión humana de la equinocosis se inicia cuando el perro doméstico es alimentado con hígados infectados del principal hospedador intermediario natural del parásito, el majaz. En el intestino delgado del perro doméstico (hospedador definitivo) los protoescolices se desarrollan en adultos, los cuales producen abundantes huevos que salen al medio ambiente junto con las heces. Se postula que el ser humano probablemente se infecta con las heces de perros de cacería que tienen la tenia.

Se han realizado múltiples investigaciones en parásitos gastrointestinales en majaz (Tabla 1), donde se hallaron prevalencias de órdenes, familias, géneros y especies de helmintos gastrointestinales, además de la carga parasitaria y características taxonómicas tanto en animales de cautiverio como de vida libre. Estos estudios permitieron establecer la relación del helminto con el hospedador, su importancia en salud animal y su relación con el ecosistema. De esta manera elaborar medidas de control y manejo sanitario de animales en cautiverio, así como conocer el riesgo que algunos representan por su potencial zoonótico.

Tabla 1. Helmintos gastrointestinales en majaz descritos en América Latina

Helmintos	Frecuencia (%)	País	Condición	Referencia
<i>Strongyloides sp.</i>	42-100	Colombia, Costa Rica, México, Perú, Brasil	Cautiverio	Matamoros <i>et al.</i> , 1991; Rengifo <i>et al.</i> , 1996; Montes, 2001; Ramírez <i>et al.</i> , 2001; Reátegui <i>et al.</i> , 2001; Estrada, 2004; Oliveira <i>et al.</i> , 2009
<i>Trichuris sp.</i>	2-21.2	Colombia, Costa Rica, México, Brasil	Cautiverio	Matamoros <i>et al.</i> , 1991; García y Ayala, 1997; Montes, 2001; Ramírez <i>et al.</i> , 2001; Estrada, 2004; Oliveira <i>et al.</i> , 2009
<i>Orden Strongylida</i>	10-20	México	Cautiverio	Ramírez <i>et al.</i> , 2001
<i>Trichostrongylus sp</i>	8	Perú	Cautiverio	Reátegui <i>et al.</i> , 2001
<i>Ancylostoma sp.</i>	4	Perú	Cautiverio	Reátegui <i>et al.</i> , 2001
<i>Superfamilia Strongyloidea</i>	15-66	Costa Rica, México	Cautiverio	Matamoros <i>et al.</i> , 1991; Montes, 2001
<i>Superfamilia Ascaroidea</i>	3	Costa Rica	Cautiverio	Matamoros <i>et al.</i> , 1991
<i>Strongylus sp.</i>	-	Colombia	Cautiverio	García y Ayala, 1997
<i>Ascaris sp.</i>	-	Colombia	Cautiverio	García y Ayala, 1997
<i>Taenia sp.</i>	2	Costa Rica, Perú	Cautiverio	Matamoros <i>et al.</i> , 1991; Rengifo <i>et al.</i> , 1996
<i>Capillaria sp.</i>	4	Costa Rica	Cautiverio	Matamoros <i>et al.</i> , 1991
<i>Longistriata</i>	95.8	Brasil	Vida libre	Macedo <i>et al.</i> , 2005
<i>Paraspidodera</i>	4.1	Brasil	Vida libre	Macedo <i>et al.</i> , 2005
<i>Ascaridia sp.</i>	33	Colombia	Vida libre	Estrada, 2004
<i>Oswaldonema cruzi</i>	-	Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003
<i>Oswaldonema skrjabini</i>	-	Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003
<i>Physaloptera torresi</i>	-	Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003; Gonçalves <i>et al.</i> , 2006
<i>Heligmostrongylus sedecimradiatus</i>	-	Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003
<i>Duretestrongylus ojasii</i>	-	Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003
<i>Railletina (R.) trinitatae</i>	-	Brasil	Vida libre	Gonçalves <i>et al.</i> , 2006
<i>Railletina demerariensis</i>	-	Venezuela	Vida libre	Sato <i>et al.</i> , 1988
<i>Physaloptera torresi</i>	-	Brasil	Vida libre	Gonçalves <i>et al.</i> , 2006
<i>Physocephalus mediospiralis</i>	-	Brasil	Vida libre	Gonçalves <i>et al.</i> , 2006
<i>Ascaridia</i>	-	Colombia	Vida libre	Estrada, 2004
<i>Boehmiella</i>	79.1	Perú	Vida libre	Sunció, 2009
<i>Viannella sp.</i>	5.8	Perú, Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003; Sunció, 2009
<i>Physaloptera sp.</i>	41.9	Perú, Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003; Sunció, 2009
<i>Railletina</i>	41.9	Perú	Vida libre	Sunció, 2009
<i>Trichuris sp.</i>	61.6	Perú, Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003; Sunció, 2009
<i>Eucyathostomum</i>	15.1	Perú	Vida libre	Sunció, 2009
<i>Physocephalus sp.</i>	40.7	Perú, Brasil	Vida libre	Gonçalves, 2003; Sunció, 2009
<i>Capillaria sp.</i>	2.3	Perú	Vida libre	Sunció, 2009
<i>Stichorchis</i>	7	Perú	Vida libre	Sunció, 2009

Fuente: Elaboración propia

2.2.1. Género *Physocephalus*

Pertenece a la clase Céstoda, orden Spirurida, superfamilia Spiruroidea (Soulsby, 1987), familia Spiruridae (Anderson et al., 2009), subfamilia Spiruridae (Hall, 1916). El género *Physocephalus* presenta cuerpo alargado, ligeramente estrecho en la parte anterior. Cabeza delimitada del resto del cuerpo debido a que la cutícula está levemente dilatada en el extremo anterior terminando abruptamente en una línea circular. Boca con 2 labios, para formar 3 lóbulos cada uno y cada lóbulo tiene una papila. La boca se comunica con una cavidad bucal poco visible y sin dientes, y esto a su vez se abre en una amplia y larga faringe. Las paredes de la faringe están marcadas por las crestas cuticulares en forma de espirales y anillos extendiéndose a lo largo de la faringe (Hall, 1916).

La especie *Physocephalus mediospiralis* también conocida como *Spiroptera mediospiralis* tiene un cuerpo torcido espiralmente en el medio. Extremidad anterior disminuida y redondeada en el extremo de la cabeza, tres alas laterales en cada lado (la mediana más grande), todo estriado transversalmente; además de la extremidad posterior engrosada (Hall, 1916). Posee una cápsula bucal larga y cilíndrica (Gonçalves et al., 2006).

El macho mide 26 a 36 mm de largo y 0.4 mm de ancho. La extremidad posterior torcida en un espiral de 3 vueltas y terminación redondeada. La membrana bursal sostenida por 4 papilas. Espículas desiguales, una de ellas larga, gruesa y tubular. La hembra mide 40 a 46 mm de largo y 0.5 mm de ancho. La extremidad posterior engrosada y sólo ligeramente doblada, termina en una punta redondeada y cónica, y el ano cerca de la punta de la cola. Este nemátodo se localiza en el estómago del agouti *Dasyprocta agouti* en Brasil (Hall, 1916) y en *Agouti paca* (Gonçalves et al., 2006).

Physocephalus sp. elimina huevos que salen con las heces del hospedador y son ingeridos por coleópteros coprófagos. Las larvas se desarrollan en ellos hasta el estado infestante, en 28 días o más días y los cerdos se infestan por ingestión de éstos coleópteros, donde la larva penetra profundamente en la mucosa gástrica y alcanza el estado adulto en unas seis semanas. La larva también puede enquistarse en las paredes del sistema digestivo en los hospedadores inadecuados que ingieren coleópteros parasitados (Soulsby, 1987).

2.2.2. Género *Physaloptera*

Perteneciente a la clase Céstoda, orden Spirurida, superfamilia Physalopteroidea, familia Physalopteridae (Soulsby, 1987), subfamilia Physalopterinae (Soulsby, 1987; Ortlepp, 1922).

El género *Physaloptera*, posee una boca con dos labios iguales, cada uno con 3 papilas y armados con dientes. Posee proyecciones cuticulares que se extienden posteriormente de los labios. Presenta una bursa caudal formada por un borde cuticular en la extremidad posterior profundamente cavada y continua a través de la superficie ventral, conectando los bordes laterales. Presenta varias papilas caudales. Tiene 2 espículas únicas y desiguales. Presenta 2 ovarios y la vulva se encuentra hacia la parte anterior del cuerpo. Parasita el tubo digestivo, especialmente el estómago de mamíferos, aves y reptiles (Hall, 1916).

La especie *Physaloptera torresi* también conocida como *Turgida torresi*, posee las siguientes características: el macho mide 35 a 40 mm de longitud y grosor de 1 a 1.5 mm; mientras que la hembra 70 a 90 mm de largo y 2 a 2.5 mm de grosor. Muestra además 2 labios subtriangulares de 85 μ de alto, cada uno con cuatro papilas externas, una papila apical y una papila media. Tres dientes presentes en el extremo de cada labio, el diente medio es más grande y más interno en posición que los otros dos; 17 μ en longitud. Esófago claviforme, 6 a 8 mm en longitud, y su parte muscular es 400 a 430 μ de largo. Este nemátodo se encuentra ubicado en el estómago del *Agouti paca* (Ortlepp, 1922), los huevos son muy pequeños y miden 0.042 a 0.049 mm por 0.028 mm (Travassos, 1919).

Gonçalves *et al.* (2006), en Brasil, registraron a los nemátodos *Physaloptera torresi* en el estómago del majaz y se caracterizó por presentar dos labios semicirculares, cada uno con un grupo interno de dientes puntiagudos dispuestos en una formación tridente y un diente grueso lateral externo con terminación cuadrangular. Los machos adultos midieron 33,90 – 45,15 mm de largo y 0,80-1.12 mm de ancho, presenta 21 papilas caudales. La apertura cloacal se presentó en el extremo posterior con dos espículas ligeramente curvadas, pequeñas y desiguales. La hembra adulta midió de 18,46 mm de largo y 1,84-2,14 mm de ancho y la apertura vulvar se encontró en el extremo anterior.

2.2.3. Género *Boehmiella*

Pertenece a la clase Céstoda, orden Strongylida, superfamilia Trichostrongyloidea (Soulsby, 1987), familia Trichostrongylidae, (Soulsby, 1987; Anderson, 2009), subfamilia Haemonchinae (Anderson, 2009). El género *Boehmiella* presenta 5 dientes intraesofágales y cápsula bucal ausente (Anderson, 2009). Presenta en la boca un diente dorsal (Sunci3n, 2009).

El macho mide 20 a 25 mm de largo por 0.1 a 0.6 mm de ancho, la bolsa copulatriz presenta un posee un rayo dorsal corto y dividido. La hembra mide 35 a 40 mm de largo y 0.1 a 0.6 mm de ancho, vulva ubicada en el tercio posterior y los huevos son ovalados con membrana delgada y lisa. Localizaci3n: mucosa del est3mago del hospedero. Presenta un ciclo de vida directo (Sunci3n, 2009).

Boehmiella wilsoni, anteriormente conocido como *Trichostrongylus chiapensis*, presenta las esp3culas divididas en dos ramas, la abertura bucal provista de un diente dorsal, as3 como los rayos laterales de la bursa est3n altamente quitinizados (Falc3n-Ordaz y Garc3a-Prieto, 2004).

2.2.4. Género *Eucyathostomum*

Clase Céstoda, Orden Strongylida, superfamilia Strongyloidea, Familia Strongylidae, subfamilia Cyathostominae (Anderson, 2009). El género *Eucyathostomum* presenta labios circulares con 4 papilas salientes, una cápsula bucal amplia y subcil3ndrica, con es3fago claviforme (Travassos, 1937). Posee una corona radiada externa o labios cuticulares que son generalmente poco numerosos o inexistentes y una corona radiada interna bien desarrollada (Travassos, 1937; Anderson, 2009). Cuerpo cubierto por una cut3cula con estriaciones transversales (Sunci3n, 2009). La cut3cula marcadamente dilatada confinada a la regi3n cervical (Anderson, 2009).

El macho mide 8 a 10 mm de largo y 1 mm de ancho (Sunci3n, 2009), presenta una bolsa copulatriz trilobulada, papilas prebursales no aparentes, rayos ventrales, laterales y dorsales, esp3culas delgadas y gubern3culo peque1o (Travassos, 1937). La hembra mide de 15 a 20 mm de largo por 1 mm de ancho (Sunci3n, 2009), posee un extremo posterior c3nico, vulva cerca al ano, ovijector peque1o, 3teros paralelos y huevos ovals de c3scara delgada y lisa. (Travassos, 1937).

Este nemátodo se localiza en el intestino grueso y posee un ciclo de vida directo, en donde el animal infectado elimina huevos segmentados en las heces, que bajo óptima temperatura y humedad desarrollan a L1 hasta L3(estadio infectante) en un tiempo de 5 a 14 días hasta 3 a 4 meses. La L3 migra hacia el pasto donde es ingerida por el hospedador definitivo. Luego penetra la mucosa del intestino grueso, donde muda a L4 para convertirse en adulto (Sunci6n, 2009).

2.2.5. Género Trichuris

Clase Céstoda, orden Enoplida, superfamilia Trichuroidea, familia Trichuridae (Soulsby, 1987), subfamilia trichurinae (Quiroz, 2005). Los miembros del género *Trichuris* se caracterizan morfológicamente por tener el cuerpo dividido en dos porciones, una anterior muy delgada y otra posterior gruesa (Quiroz, 2005).

El extremo posterior del macho está enrollado, posee sólo una espícula, rodeada por una bolsa prepucial que se evagina cuando la espícula se retrae; la superficie externa puede o no estar cubierta de espinas. El extremo posterior de la hembra está ligeramente curvado, la vulva se encuentra localizada cerca de la unión entre las dos porciones del cuerpo. Los huevos tienen una cubierta de color café y dos opérculos en sus polos (Quiroz, 2005).

Trichuris gracilis, tiene como sinónimo *Trichocephalus gracilis*. Hospedador: *Dasyprocta agouti*. Localización: Ciego. Es de color blanquecino, porción capilar oscura anteriormente, cabeza aguda, porción anterior del esófago del cuerpo apenas es más largo que la parte posterior. Hembra 47 a 54 mm. de largo. La porción posterior del cuerpo es relativamente fina, y ligeramente curvada y roma posteriormente (Hall, 1916).

Los huevos alcanzan el estado infestante en unas tres semanas, en condiciones favorables; sin embargo, el desarrollo puede prolongarse mucho más a bajas temperaturas (6 a 20°C), pues el desarrollo está relacionado con la composición del suelo y la temperatura. Los huevos infestantes pueden permanecer viables durante años. El hospedador adquiere la infestación ingiriendo los huevos; las larvas penetran en la pared del intestino delgado anterior y permanecen en él de dos a diez días, antes de desplazarse al ciego, donde se desarrollan hasta el estado adulto (Soulsby, 1987).

2.2.6. Género *Capillaria*

Clase Céstoda, orden Enoplida, superfamilia Trichuroidea, familia Capillaridae (Soulsby, 1987; Anderson, 2009), subfamilia Capillariinae (Anderson, 2009).

El género *Capillaria*, está estrechamente relacionado con *Trichuris*, pero son más pequeños y delgados, y la parte posterior del cuerpo no es apreciablemente más gruesa que la anterior. El ciclo biológico puede ser directo o indirecto. Los huevos se oviponen sin segmentar y tardan de 9 a 14 días en desarrollarse a larvas de primer estado; entonces son infestantes para el hospedador definitivo, si el ciclo biológico es directo, o para las lombrices de tierra, en las que se acumulan las larvas si el ciclo es indirecto. En comparación con los huevos de *Trichuris*, la cubierta es casi incolora, el huevo tienen más forma de barril con los lados casi paralelos, y los tapones bipolares no se proyectan tanto (Soulsby, 1987).

Se caracterizan por poseer un aspecto filiforme en toda su longitud corporal y por distinguirse los machos por la presencia de una sola espícula cloacal, más o menos desarrollada, emergente también a través de una bolsa cuticular post-cloacal. A pesar de que algunos mantienen el nombre genérico de *Capillaria*, en la actualidad se aceptan varios géneros distintos (Gallego, 2006).

2.2.7. Género *Freitastrongylus*

Clase Céstoda, orden Strongylida, superfamilia Trichostrongyloidea (Soulsby, 1987), familia Heligmonellidae, subfamilia Pudicinae (Anderson, 2009).

El género *Freitastrongylus* posee un sinlope con carena pobremente desarrollada en relación a otras crestas: 4 dorsales y 6 ventrales continuas al medio del cuerpo y el tamaño de crestas es decreciente desde la zona lateral a mediana del cuerpo. Rayo dorsal bien desarrollado dividido a mitad del camino. Posee 9 rayos más cortos, originados en la región media del rayo dorsal. Hembra monodéfica (Gonçalves *et al.*, 2007).

Freitastrongylus angelae, se caracterizan por ser nemátodos pequeños ligeramente enrollados a lo largo de la parte ventral. Poro excretor dentro del tercio medial del esófago, deiridas anteriores a la unión esofagal intestinal. (Gonçalves *et al.*, 2007).

El macho mide 7.7 mm de largo y 0.13 mm de ancho, tiene 6 crestas longitudinales cuticulares, anillo nervioso, gubernáculo ausente, bursa caudal casi simétrica con lóbulo dorsal bien desarrollado. Hembras de 10.8 mm de largo, 0.15 mm de ancho, también tiene 6 filas de crestas cuticulares longitudinales y cola cónica doblada dorsalmente (Gonçalves *et al.*, 2007). Este nemátodo se localiza en el estómago de roedores y en agutí *Dasyprocta leporina* y añuje *Dasyprocta fuliginosa* (Gonçalves *et al.*, 2007).

2.2.8. Género Stichorchis

Pertenece a la clase Tremátoda, orden Echinostomida, familia Paramphistomatidae, género *Stichorchis*. Son tremátodos de cuerpo grueso, largo, elongado-oval, puede ser curvo ventralmente, con acetábulo ventrosubterminal. El tegumento no tiene espinas (Soulsby, 1987). Mide 4 a 6 mm por 2 mm de ancho. El extremo anterior es estrecho con una ventosa oral grande y el extremo posterior es ancho con la ventosa ventral o acetábulo. El esófago es musculoso y se bifurca en dos intestinos ciegos largos no ramificados que terminan antes del acetábulo (Sunción, 2009).

El poro genital se ubica en el tercio anterior del cuerpo. Los testículos son lobulados y se encuentran delante del ovario, que es pequeño. Las vitelógenas se encuentran en los márgenes laterales y están bien desarrolladas. El útero se extiende por la parte dorsal (Soulsby, 1987). Los huevos son numerosos, grandes, operculados y son inmaduros cuando se eliminan con las heces (Sunción, 2009). Están localizados en intestino, ciego o colon de mamíferos de las familias Dasyproctidae, Myrmecophagidae, Suidae y Tayassuidae (Gibson, 2005).

Los huevos al momento de ser eliminados en las heces por el hospedero definitivo, se encuentran en los primeros estadíos de la segmentación, éstos desarrollan en 12 a 21 días a miracidios. Los miracidios abandonan el huevo y nadan en el agua donde penetran en un caracol acuático (hospedador intermediario). A este nivel, se convierten en esporocisto, los cuales van a madurar y liberar cada uno 8 redias, las cuales luego de unos días liberarán 15 a 30 cercarias. Las cercarias son eliminadas del caracol, las cuales se enquistan en la vegetación formando las metacercarias. Los hospederos definitivos se infestan cuando comen estos quistes con la hierba. En el intestino se produce el desenquistamiento. Luego se produce la migración al intestino grueso donde alcanzan la madurez (Soulsby, 1987).

2.2.9. Género *Raillietina*

Clase Céstoda, orden Davaineidea, familia Davaineidae, género *Raillietina* (Soulsby, 1987). *Raillietina demerariensis* tiene las siguientes características: 320 – 660 mm de largo y 2.8 - 3.0 mm de ancho, un róstelo pequeño, armado con doble corona de ganchos (162 – 184) y 4 ventosas. Presenta 582 – 806 proglótidos, con metamerismo marcado, los proglótidos son más anchos que largos (3.65-5.20 x 1.8-2.7 mm), excepto los proglótidos grávidos muestran cápsulas ovígeras en números de 234 – 331; cada cápsula contiene 20 huevos. El poro genital es unilateral situado en la mitad anterior del proglótido (Sato *et al.*, 1988).

Raillietina trinitatae se caracteriza por poseer un escólex de 0.28 – 0.32 mm de largo por 0,35 mm de ancho, con cuatro ventosas, róstelo corto armado de dos hileras de ganchos. Las ventosas presentan diminutas espinas dispuestas en hileras. De 257 – 271 proglótidos, todos más anchos que largos, incluso los grávidos en el extremo posterior. Poros genitales laterales, en la mitad anterior de los proglótidos. Los proglótidos grávidos poseen de 24 a 29 cápsulas ovígeras, cada cápsula con 9 a 25 huevos (Gonçalves *et al.*, 2006).

En América neotropical se ha señalado la existencia de *Raillietina demerariensis* en roedores silvestres entre otras especies animales y en humanos. En el Perú, se conoce la existencia de *Raillietina demerariensis* que parasita al carpincho *Hydrochaeris hydrochaeris* del Manu (Madre de Dios) (Tantaleán, 1994), sin embargo no se ha reportado en humanos en Perú. Por otro lado, se ha señalado a esta *Raillietina* sp. como parásito del hombre en varios países americanos, como Ecuador, Cuba (Martínez y Tantaleán, 1998); incluso en Venezuela se ha reportado un caso, al igual que en Costa Rica. Por lo cual está en estudio su potencial zoonótico y su relación con la fauna silvestre.

2.3. LESIONES POR HELMINTOS

Physocephalus es un parásito común del estómago de cerdos. El parásito no origina alteraciones importantes, aunque éstas pueden presentarse si está en número demasiado elevado o si la resistencia del animal está disminuida por cualquier otro factor. Los helmintos, entonces, irritan la mucosa provocando inflamación. Los animales afectados, sobre todo los jóvenes, muestran signos de gastritis aguda o crónica, pierden el apetito y suelen estar sedientos. Puede presentarse retraso del crecimiento, emaciación e, incluso, muerte (Soulsby, 1987). En la necropsia aparece un contenido gástrico escaso con una gran abundancia de mucus. La mucosa,

especialmente en la región del fundus, está hinchada y enrojecida, pudiendo estar cubierta por pseudomembranas, bajo las cuales el tejido aparece rojizo y ulcerado. Los helmintos están libres o embebidos parcialmente en la mucosa (Soulsby, 1987).

En el caso de *Trichuris* sp. posee un estilete bucal, de 7 a 10 μ de largo, que se proyecta a través del orificio oral, este le permite hacer túneles en la mucosa intestinal con su extremo anterior, y utilizan el estilete para perforar los vasos o para lacerar los tejidos, originando charcos de sangre que es ingerida por los nemátodos. En ovejas a los 8 meses presentan resistencia a la infestación. En el cerdo pueden verse epidemias que producen mortandad. Los cerdos afectados presentan anemia, deshidratación, anorexia, disentería y pérdida de peso. La patología se debe a la formación de túneles por los adultos de *T. suis* en la mucosa del intestino grueso. Hay inflamación del ciego además del colon, con necrosis en la mucosa y áreas hemorrágicas. La mucosa está edematosa y puede verse inflamación catarral (Soulsby, 1987).

Los parásitos del orden Strongylida producen lesiones en el tracto digestivo o respiratorio de especies domésticas al convertirse de larva infestante a adulto (Lapage, 1971; Borchert, 1975; Soulsby, 1987). En combinación con el género *Strongyloides*, pueden producir la disminución en la condición corporal y salud del hospedero (Urquhart *et al.*, 2001). El género *Trichuris* no produce serias lesiones en monogástricos y rumiantes (Lapage, 1971), pero en ocasiones causa inflamación y hemorragias del ciego, originando diarrea y anemia, siendo los animales jóvenes los más sensibles a este parásito gastrointestinal (Borchert, 1975; Soulsby, 1987).

Goldberg *et al.* (1994), reportaron el hallazgo de larvas de nemátodos *Physocephalus* sp. en la lagartija escamosa azul *Sceloporus serrifer*, y se encontraron formando quistes con un promedio de 287 μ m de diámetro, a nivel de la submucosa gástrica y ocasionalmente en la mucosa. Los nemátodos provocaron una respuesta granulomatosa incluyendo la formación de quistes y la destrucción focal de las glándulas gástricas, resultando en áreas de fibrosis.

En todos los trabajos realizados en majaz y otros animales silvestres, ampliamente explicados anteriormente, se asume que los helmintos gastrointestinales producen efectos de detrimento en la salud de los animales. Sin embargo, no se tiene evidencia de estos efectos negativos. Se requieren más estudios para conocer la magnitud del problema clínico y subclínico, a fin de establecer medidas de control que resuelvan el problema de helmintos gastrointestinales en animales silvestres en cautiverio.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. MATERIALES

3.1.1. Área de estudio:

El presente estudio se realizó en la cuenca del Yavarí Mirí, en el distrito de Yavarí, Provincia de Mariscal Ramón Castilla, una de las siete que conforman el Departamento y la Región Loreto (noreste de la Amazonía peruana) (Anexo 1). El clima en el área de estudio es tropical, con una temperatura media de 26° C, una precipitación pluvial anual entre los 2800 a 3200 mm y sujeto a un patrón de períodos secos (entre los meses de junio hasta octubre) y períodos de lluvias (entre los meses de noviembre a mayo).

El tipo de hábitat identificado para la zona es bosque de tierra firme, bosque inundable y bosque pantanoso o aguajales. Dentro del área de estudio, se encuentra la Comunidad de Nueva Esperanza, ubicada en una zona fronteriza despoblada (04°19'53"S - 071°57'33"W; 19171481E - 9521036N), una zona alta, accidentada y no inundable de la margen derecha del río Yavarí Mirí; teniendo como única vía de acceso el transporte fluvial, a través del río Amazonas-Yavarí Mirí (6 días desde Iquitos). Cuenta con un Puesto de Salud y dos centros educativos (inicial y primaria) para la comunidad que alberga 45 familias (191 habitantes).

3.1.2. Descripción del área de estudio:

3.1.2.1. Hábitat

Presenta bosques altos de tierra firme, hiperdiversos en fauna y flora. Existe un rico mosaico de bosques inundados, docenas de cochas, playas y otros hábitats acuáticos. Inmensos bosques pantanosos, dominados por aguaje (*Mauritia flexuosa*) y otras palmeras (Shoobridge *et al.*, 2004).

3.1.2.2. Hidrología

Los ríos más notables en el área de estudio son el Yavarí y el Yavarí Mirí. Ambos ríos recogen las aguas de quebradas y ríos afluentes. El Yavarí es un río de agua blanca tributario del río Amazonas de aproximadamente 160 m de ancho. El Río Yavarí Mirí es un afluente del río Yavarí, río de agua blanca tributario del río Amazonas. Este río tipificado como de agua blanca, consiste de aguas turbias que tienen abundante material inorgánico fino suspendido. Este material suspendido se origina de la erosión de las vertientes andinas y consiste de antiguos sedimentos marinos ricos en minerales, particularmente calcio, magnesio y fósforo (Bodmer *et al.*, 1997).

3.1.2.3. Clima

La temperatura promedio es de 26°C, y una precipitación pluvial anual que varía entre los 2.800 a 3.200 m.m. Presenta dos temporadas bien definidas que están relacionadas con la vaciante y la creciente de los ríos, en consecuencia con la abundancia y escasez de lluvias. La temporada de creciente comprende los meses de noviembre a mayo y la de vaciante de junio a octubre (Pitman *et al.*, 2003).

3.1.2.4. Suelos

En los bosques de tierra firme, los suelos son de tipo oxisoles y ultisoles, pobres en nutrientes y por lo tanto no aptos a cultivos. Los suelos de várzea con topografía plana del tipo inceptisol son de gran fertilidad aluvial (Shoobridge *et al.*, 2004).

3.1.2.5. Unidades de paisaje

Esta vasta extensión de áreas boscosas posee los siguientes tipos de paisajes: El paisaje acuático lo conforman todos los cuerpos de agua como ríos, quebradas, cochas, aguajales, etc. El paisaje de llanura fluvial compuesta por terrazas y áreas hidromórficas que se encuentran distribuidas en ambas márgenes de los ríos. El paisaje de colinas tiene su posición altitudinal respecto al nivel del río de 25 a 30 metros. En ambos tipos de paisajes, es posible detectar la presencia de zonas hidromórficas, como pantanos y aguajales (Shoobridge *et al.*, 2004).

3.1.2.6. Zonas de vida

Comprende cuatro zonas de vida de húmedas a pluviales. Las cuales son el bosque húmedo tropical, el bosque muy húmedo tropical, el bosque transicional muy húmedo tropical y el bosque muy húmedo premontano tropical en las cabeceras de la cuenca del Yavarí Mirí (Shoobridge *et al.*, 2004).

3.1.2.7. Biodiversidad

El área conserva valores tanto a nivel de ecosistemas, como a nivel de diversidad biológica y características naturales. A nivel de flora y fauna, el área alberga numerosas especies amenazadas o en vía de extinción según las categorías CITES. Presenta poblaciones amenazadas a nivel mundial, como el otorongo *Felis onca*, el mono choro *Lagothrix lagothricha*, el oso hormiguero *Tamandua tetradactyla*, la sachavaca *Tapirus terrestres*. Asimismo, la cuenca del Yavarí Mirí es un área fuente sumidero principal de aprovisionamiento de carne de monte para el valle del Yavarí (Pitman *et al.*, 2003).

3.1.3. Material Experimental

El estudio se realizó durante el periodo de Agosto del 2010 a Agosto del 2012 en la Cuenca del Yavarí Mirí. Se colectaron 99 majaces (*Agouti paca*), provenientes de estado natural e independientemente de su edad y sexo. Estos fueron capturados de diversas zonas de la cuenca del río Yavarí Mirí, por los pobladores locales de la Comunidad de Nueva Esperanza quienes cazan estos animales para su autoconsumo. Estos pobladores fueron previamente capacitados para la toma de muestras.

3.1.4. Muestras obtenidas

El tamaño muestral se determinó mediante la fórmula para estimar una comprobación de una proporción para poblaciones infinitas (Daniel, 1996).

$$n = \frac{z^2 p(1-p)}{d^2}$$

Donde:

n : Número de animales a muestrear

z : 1.96 (95% de nivel de confianza)

p : $p = 0.96$ (Prevalencia referencial, muestreo piloto, 2009)

q : $1 - p = 0.04$ (Complemento de la prevalencia referencial)

d : Error máximo admisible (0.05)

De la fórmula obtuvimos que una muestra representativa para el estudio que se pretende realizar debía tener un tamaño muestral mínimo de 59 individuos. Para ello consideramos que la prevalencia previa (muestreo piloto) de enteroparásitos es del 96%, con un nivel de confianza al 95% y un margen de error de ± 0.05 . No obstante, este estudio se realizó con un tamaño de 99 individuos.

3.1.5. Equipos e Instrumental

3.1.5.1. Relativo al muestreo e identificación parasitológico:

Se utilizaron: Tijeras curvas y rectas, pinzas, bandejas de metal de 30x25 cm, frascos de plástico pequeños de boca ancha con tapa rosca, mascarillas, guantes descartables de látex, baldes de plásticos de 20 l, embudos de plástico pequeños, hilo pabilo, papel canso, lápices, libreta de apuntes, bolsas plásticas, papel toalla, plumón indeleble, alcohol de 70°, aclarante alcohol fenol, colorante Carmín de Semichon, láminas porta y cubreobjetos, vasos precipitados de 250 ml. y 500 ml, placas Petri de 100 mm de diámetro, probeta graduada de 1000 ml, pipetas de 5, 10 ml., microscopio óptico Olympus CX31, estereoscopio y cámara fotográfica Canon SX120.

3.1.5.2. Relativo al proceso histopatológico:

Se utilizaron: Tijeras rectas, pinzas, frascos de plástico pequeños de boca ancha con tapa rosca, hojas de navaja, bandejas de plástico, casetes para biopsia, láminas porta y cubre objetos, etiquetas, rotuladores, guantes quirúrgicos, formol al 10%, alcohol de 70°, 90° y 100°, parafina, xilol, colorante Hematoxilina-Eosina, agua destilada, micrótomos, baño maría, microscopio óptico Olympus CX31, estufa y cámara fotográfica Canon SX120.

3.2. METODOS

3.2.1. Toma de muestra

El plan de muestreo utilizado se basó en la recogida de muestras biológicas de individuos abatidos por cazadores locales de subsistencia. Once cazadores voluntarios de la comunidad de Nueva Esperanza capturaron 99 ejemplares de majaz. Los cazadores fueron instruidos para la colecta y conservación biológica. De forma paralela realizaron el registro de muestras, indicando la identificación de cada ejemplar cazado, fecha, especie, sexo, lugar de caza y nombre del colector.

Es importante destacar que en la Amazonía peruana la caza de subsistencia por parte de las comunidades locales es considerada como una actividad legal. La metodología empleada en la tesis en ningún caso estimuló actividades ilegales y únicamente se pretendió utilizar el material biológico que los cazadores de subsistencia suelen desechar. La implementación de la presente tesis no supuso el aumento de la presión de caza, y en ningún caso existió ningún incentivo al ejercicio de la caza.

Una vez capturado el animal, el cazador procedió a extraer el tracto digestivo, desde el esófago hasta el recto, haciendo ligaduras con hilo pabilo en la parte inicial del esófago y en la parte final del recto para evitar que se pierda el contenido gastrointestinal. Estas vísceras fueron colocadas en bolsas de plástico separadas e identificadas, dentro de depósitos refrigerantes con formol al 10% para su conservación, hasta su posterior procesamiento.

3.2.2. Procesamiento de muestra

El procesamiento parasitológico de las muestras fue realizado en la Estación Experimental del Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura (IVITA) en Iquitos, Loreto y en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Peruana Cayetano Heredia en Lima. El análisis histopatológico se realizó en el Laboratorio de Histología, Embriología y Patología Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos en Lima.

3.2.2.1. Colección e identificación de helmintos gastrointestinales

La colección de helmintos se realizó en la Estación Experimental del IVITA en Iquitos. Los tractos gastrointestinales fueron separados por órganos tubulares digestivos (estómago, intestino delgado e intestino grueso) mediante cortes transversales. Posteriormente, mediante un corte longitudinal se expuso su contenido. Se extrajo el contenido cuidadosamente, lavándolo varias veces. Los helmintos fueron identificados mediante estereoscopio y separados de acuerdo a su morfología. Los nemátodos fueron colocados en alcohol de 70%, los céstodos y tremátodos en formalina al 10% en pequeños frascos de plástico de boca ancha rotulados.

La identificación taxonómica de los helmintos fue realizada en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetano Heredia en Lima. Se realizó una clasificación taxonómica de los helmintos por familia, género y, cuando fue posible, por especie. Los tremátodos y céstodos fueron coloreados con Carmín de Semichón y los nemátodos se aclararon con alcohol fenol (Lamothe-Argumedo, 1997; Salgado-Maldonado, 2007). El estudio fue realizado con la ayuda de un microscopio óptico con objetivos de 10x y 40x y los resultados fueron registrados en la ficha del examen parasitológico (Anexo 2).

3.2.2.2. Procedimiento anatomopatológico

3.2.2.2.1. Evaluación de lesiones macroscópicas

La evaluación de las alteraciones macroscópicas se realizó en la Estación Experimental del IVITA en Iquitos, donde se evaluó cada órgano del tracto gastrointestinal (estómago,

intestino delgado e intestino grueso), teniendo en cuenta las siguientes características: tamaño, forma, superficie, color y consistencia de cada órgano (Paredes y Cubillos, 1995).

Para la evaluación macroscópica se tuvo en cuenta el grado de afección: ausente, leve, moderada, severa; según la clasificación de Slauson y Cooper (1990). Se colectó una muestra de los cambios patológicos aparentes y algunas regiones sin lesiones aparentes. Los tejidos se colocaron en frascos con formol al 10%, debidamente rotulado para su procesamiento histológico.

3.2.2.2.2. Evaluación de lesiones y procesamiento histopatológico

El estudio histopatológico fue realizado en el Laboratorio de Histología, Embriología y Patología Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos en Lima. Las muestras de tejido fueron reducidas y colocadas en casetes de biopsia. Los tejidos fueron preparados mediante la técnica histológica estándar (deshidratado, embebido en parafina y luego cortadas a 3 μ m mediante micrótopo) y coloreadas con el método convencional de Hematoxilina-Eosina (H&E) (Welsch y Sobotta 2009).

En la evaluación histopatológica se realizó la lectura de las láminas donde se empleó un microscopio con objetivos de 5x, 10x y 40x. Se describieron y clasificaron las lesiones según el proceso: degenerativo, circulatorio, inflamatorio y neoplásico; tomando en cuenta el proceso de mayor gravedad (Thomsom, 1984). Para la evaluación microscópica se consideró la caracterización de una respuesta aguda o crónica y el grado de afección: ausente, leve, moderada, severa; según la clasificación de Slauson y Cooper (1990) y los resultados fueron registrados en la ficha del examen macro y microscópico del tracto gastrointestinal (Anexo 3).

3.2.3- Consideraciones éticas

Fueron contempladas las normas éticas para la investigación señaladas por el Comité de ética de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. También se solicitaron y concedieron los permisos a la Dirección General de Flora y Fauna Silvestre (0350-2012-DGFFS-DGEFFS) y del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA) del Ministerio de Agricultura para la obtención y transporte de las muestras de animales silvestres.

3.2.4. Análisis de datos:

3.2.4.1. Frecuencia: Una vez determinado el número de individuos con muestras parasitarias positivas, se calculó la frecuencia de la parasitosis haciendo uso de la siguiente fórmula:

$$Fr = \frac{N^{\circ} \text{ positivos}}{n} \times 100$$

Donde:

Fr: Frecuencia (%)

n: Tamaño muestral

N°: Número de animales positivos

3.2.5. Análisis estadístico:

La frecuencia de la parasitosis se expresó en forma porcentual de acuerdo a los resultados parasitológicos, con sus respectivos intervalos de confianza al 95%. Las variables estudiadas fueron sexo y épocas de caza de los animales abatidos. La asociación entre las variables de interés y la presencia de especies parasitarias se analizó mediante la prueba de Chi Cuadrado. Los datos se procesaron mediante el paquete estadístico STATA, versión 10.0, estableciendo la significación estadística de 0.05.

IV. RESULTADOS

4.1. Identificación de los helmintos encontrados en majaz

Del estudio parasitológico de los 99 tractos gastrointestinales de majaz, colectados en la cuenca del río Yavarí Mirí, durante el periodo de estudio, se obtuvo un 94.9% de parasitismo por helmintos adultos. En la Tabla 2 se aprecian las especies, género y familia de helmintos identificados y su frecuencia de infección en los diferentes segmentos gastrointestinales, siendo el estómago el más parasitado con un 77.8%, seguido del intestino grueso con 70.7% y del intestino delgado con 55.6%.

Con relación al contenido gastrointestinal observado, este consistió en diversos frutos, restos vegetales fibrosos e insectos. El estómago, además de las grandes masas conformadas por helmintos y del contenido mencionado, presentó también materia mucoide; el intestino delgado presentó gran cantidad de helmintos y material mucoide; y el intestino grueso presentó gran cantidad de materia fecal de consistencia variada. Debido al tipo de fijación y que en algunos casos sólo se encontraron helmintos hembras, fue imposible identificar taxonómicamente la especie del género *Capillaria* sp. y la familia Anoplocephalidae.

Tabla 2. Frecuencia de parasitismo según localización por segmento gastrointestinal hallados en majaz de vida libre. Cuenca del Río Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)

Localización	Especies de Helmintos	Parasitado		No Parasitado		Total	
		n	%	n	%	n	%
Estómago	<i>Boehmiella wilsoni</i> ,	77	77.8	22	22.2	99	100
	<i>Trichuris gracilis</i> , <i>Physocephalus</i>						
	<i>mediospiralis</i> , <i>Physaloptera torresi</i> ,						
	<i>Freitastrongylus angelae</i> ,						
	<i>Raillietina demerariensis</i> .						
Intestino Delgado	<i>Boehmiella wilsoni</i> ,	55	55.6	44	44.4	99	100
	<i>Trichuris gracilis</i> , <i>Freitastrongylus</i>						
	<i>angelae</i> , <i>Raillietina demerariensis</i> ,						
	<i>Eucyathostomum copulatum</i> ,						
	<i>Stichorchis giganteus</i> , <i>Capillaria sp</i> ,						
Intestino Grueso	<i>Anoplocephalidae</i> .	70	70.7	29	29.3	99	100
	<i>Trichuris gracilis</i> ,						
	<i>Capillaria sp</i> , <i>Freitastrongylus</i>						
	<i>angelae</i> , <i>Eucyathostomum</i>						
	<i>copulatum</i> , <i>Raillietina</i>						
	<i>demerariensis</i> , <i>Stichorchis</i>						
	<i>giganteus</i> , <i>Anoplocephalidae</i> .						

n: número de individuos. %: Porcentaje de individuos.

El 18.2 % de los majaces parasitados presentó monoparasitismo, en tanto que el 27.3 % presentó biparasitismo y el 49.5 % de los positivos presentaba poliparasitismo (Tabla 3). En los animales con poliparasitismo se evidenciaron 21 (21.2%) majaces con tres especies parasitarias diferentes, 13 (13.1%) con cuatro especies, 11 (11.1%) mostraron cinco especies, 3 (3.0%) presentaron seis especies; y en 1 (1.0%) caso se observó siete especies parasitarias distintas. En cinco (5.1%) individuos de majaz no se observaron helmintos adultos.

Tabla 3. Frecuencia de tipos de poliparasitismo en majaz de vida libre. Cuenca del Río Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)

Poliparasitismo	Hospederos examinados							
	Estómago		Intestino delgado		Intestino grueso		Tracto digestivo	
	n	%	n	%	n	%	n	%
No parasitado	22	22.2	44	44.4	29	29.3	5	5.1
Monoparasitismo*	57	57.6	36	36.4	41	41.4	18	18.2
Biparasitismo**	18	18.2	17	17.2	23	23.2	27	27.3
Multiparasitismo***	2	2.0	2	2.0	6	6.1	49	49.5
Total	99	100	99	100	99	100	99	100

*Monoparasitismo: Una especie de helminto.

**Biparasitismo: Dos especies de helmintos.

***Multiparasitismo: Se incluyen tres o más de tres especies de helmintos.

n: número de individuos. %: Porcentaje de individuos.

En los majaces estudiados se identificaron 10 especies de helmintos: 7 nemátodos, 2 céstodos y 1 tremátodo (Tabla 4). Asimismo, se muestra la proporción de individuos que presentaron diferentes especies de parásitos y la frecuencia por cada especie. En 89 (89.9%) animales se observaron nemátodos adultos, siendo los de mayor frecuencia de infección las especies *Trichuris gracilis* y *Boehmiella wilsoni* con 60.6 %, cada uno; y los menos frecuentes fueron el género *Capillaria sp.* y la especie *Physocephalus mediospiralis* con 3.0 % cada uno. En 39 animales se observaron individuos adultos de céstode de la especie *Raillietina demerariensis* (33.3%) y de la familia Anoplocephalidae (9.1%). Además, en 20 (20.2%) majaces se observó infección por tremátodos de la especie *Stichorchis giganteus*.

Tabla 4. Frecuencia de helmintos gastrointestinales en majaz de vida libre. Cuenca del Río Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)

Orden	Helmintos	Frecuencia	
		n	%
Nemátodo		89	89.9
	<i>Physocephalus mediospiralis</i>	3	3.0
	<i>Physaloptera torresi</i>	32	32.3
	<i>Boehmiella wilsoni</i>	60	60.6
	<i>Eucyathostomum copulatum</i>	15	15.2
	<i>Trichuris gracilis</i>	60	60.6
	<i>Capillaria sp.</i>	3	3.0
	<i>Freitastrongylus angelae</i>	32	32.3
Céstodo		39	39.4
	<i>Raillietina demerariensis</i>	33	33.3
	<i>Anoplocephalidae</i>	9	9.1
Tremátodo		20	20.2
	<i>Stichorchis giganteus</i>	20	20.2

n: número de individuos. %: Porcentaje de individuos.

La Tabla 5 muestra la frecuencia de helmintos gastrointestinales respecto al sexo y la época del año de lluvia (creciente) y seca (vaciente) de los ríos. En hembras, los nemátodos *T. gracilis* (62%), *B. wilsoni* (60%) y *R. demerariensis* (34%) fueron los que mostraron los mayores valores de frecuencia. En machos, *T. gracilis* (66.7%), *B. wilsoni* (44.4%), *F. angelae* (36.4%) y *P. torresi* (36.4%) presentaron mayor frecuencia. Así mismo, en creciente del río, los porcentajes más altos lo registraron *B. wilsoni* (67.6%), *T. gracilis* (57.8%) y *R. demerariensis* (40.9%). En vaciente del río los más frecuentes fueron *T. gracilis* (66.7%), *B. wilsoni* (44.4%) y *P. torresi* (40.7%). La única diferencia significativa observada se encontró en el caso de *R. demerariensis*, donde se halló una mayor frecuencia de este helminto en época de lluvia ($p<0.05$). En el resto de helmintos no se encontraron diferencias asociadas a sexo y época del año.

Tabla 5. Frecuencia de helmintos gastrointestinales según sexo y época del año en majaz de vida libre. Cuenca del Río Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)

Helminto	Sexo de majaz				Época de año			
	N=94				N ¹ =98			
	Hembra		Macho		Seca		Lluvia	
	n	%	n	%	n	%	n	%
<i>B. wilsoni</i>	30	60	27	61.4	12	44.4	48	67.6
<i>E. copulatum</i>	6	12	8	18.2	3	11.1	12	16.9
<i>P. mediospiralis</i>	1	2	2	4.6	1	3.7	2	2.8
<i>Anoplocephalidae</i>	6	12	3	6.8	2	7.4	7	9.9
<i>F. angelae</i>	15	30	16	36.4	6	22.2	26	36.6
<i>P. torresi</i>	15	30	16	36.4	11	40.7	20	28.2
<i>Capillaria sp.</i>	2	4	1	2.3	0	0	3	4.2
<i>T. gracilis</i>	31	62	27	61.4	18	66.7	41	57.8
<i>S. giganteus</i>	10	20	10	22.7	8	29.6	12	16.9
<i>R. demerariensis</i> *	17	34	15	34.1	4	14.8	29	40.9

N: número total de animales con sexo registrados. N¹: número total de animales registrados por época del año. n: número de individuos. %: Porcentaje de individuos.

* Asociación estadística mediante chi cuadrado entre *Raillietina demerariensis* y época del año (p<0.05).

4.1.1. Aspectos morfológicos de los helmintos gastrointestinales

Respecto a la características morfológicas de los parásitos gastrointestinales, *Trichuris gracilis* (Fig. 4 a, b) mostró el extremo posterior grueso y el extremo anterior estrecho; largo y filamentosos, embebido en la mucosa del intestino grueso. *Boehmiella wilsoni* (Fig. 4 c, d) se caracterizó por presentar en el extremo anterior la formación de un diente. Mientras que *Physocephalus mediospiralis* (Fig. 4 e, f) presentó una extremidad anterior disminuida y redondeada en el extremo de la cabeza acompañada de una cápsula bucal larga y cilíndrica.

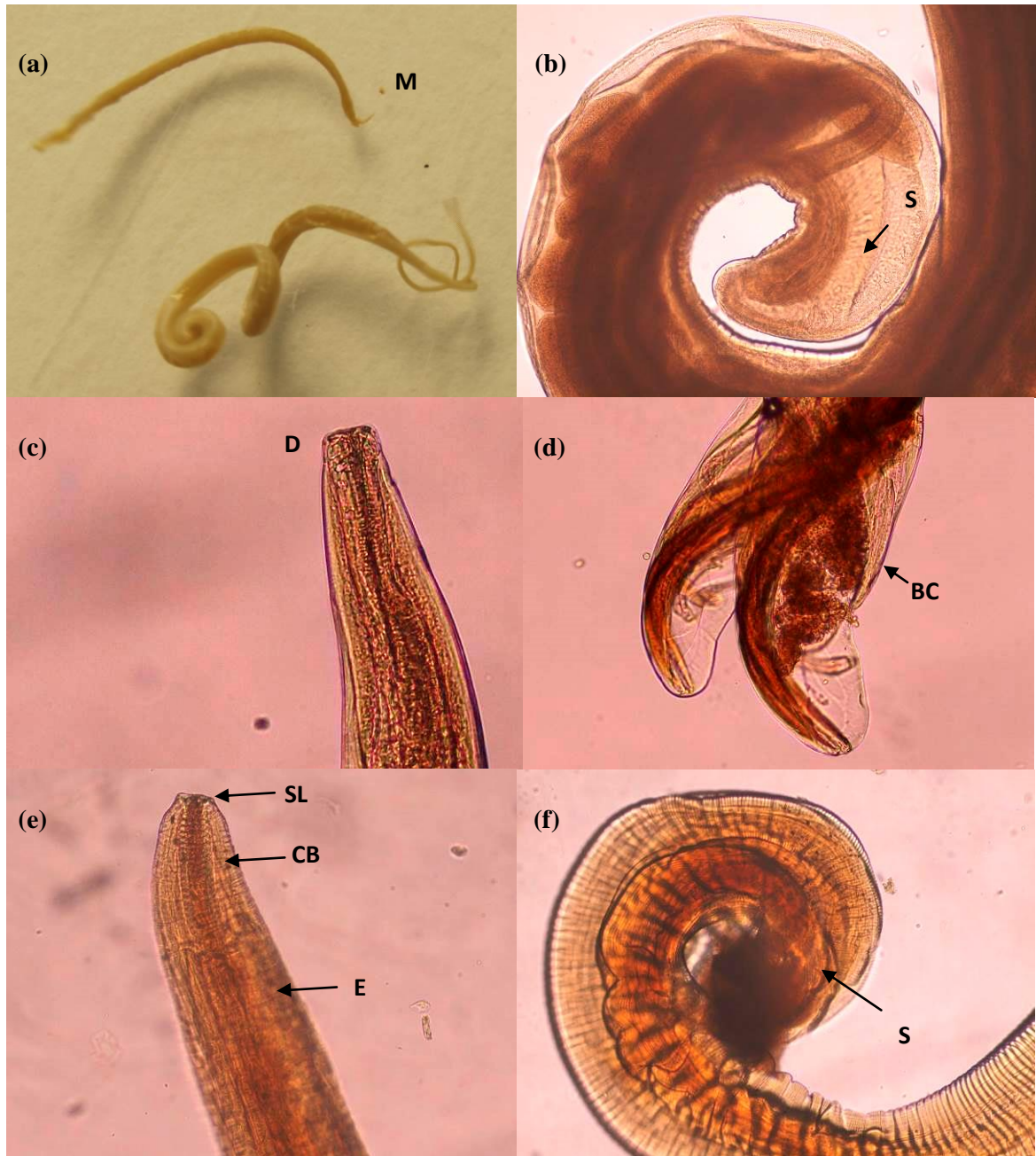


Figura 4. *Trichuris gracilis* **a.** nemátodo adulto hembra (H) y macho (M); **b.** extremo posterior del macho, espículas (S), sin bolsa peneana. *Boehmiella wilsoni*. 40x. **c.** extremo anterior, formación de un diente (D). 10x. **d.** extremo posterior del macho, bolsa caudal (BC). *Physocephalus mediospiralis*. 40x. **e.** porción anterior de la hembra, con seudolabios (SL), cápsula bucal (CB) y esófago (E). 10x. **f.** porción posterior del macho, espícula (S), vista lateral. 40x.

Otros nemátodos identificados fueron *Freitastrongylus angelae* (Fig. 5 a, b), *Physaloptera torresi* (Fig. 5 c, d) y *Eucyathostomum copulatum* (Fig. 5 e, f) según sus características taxonómicas respectivas.

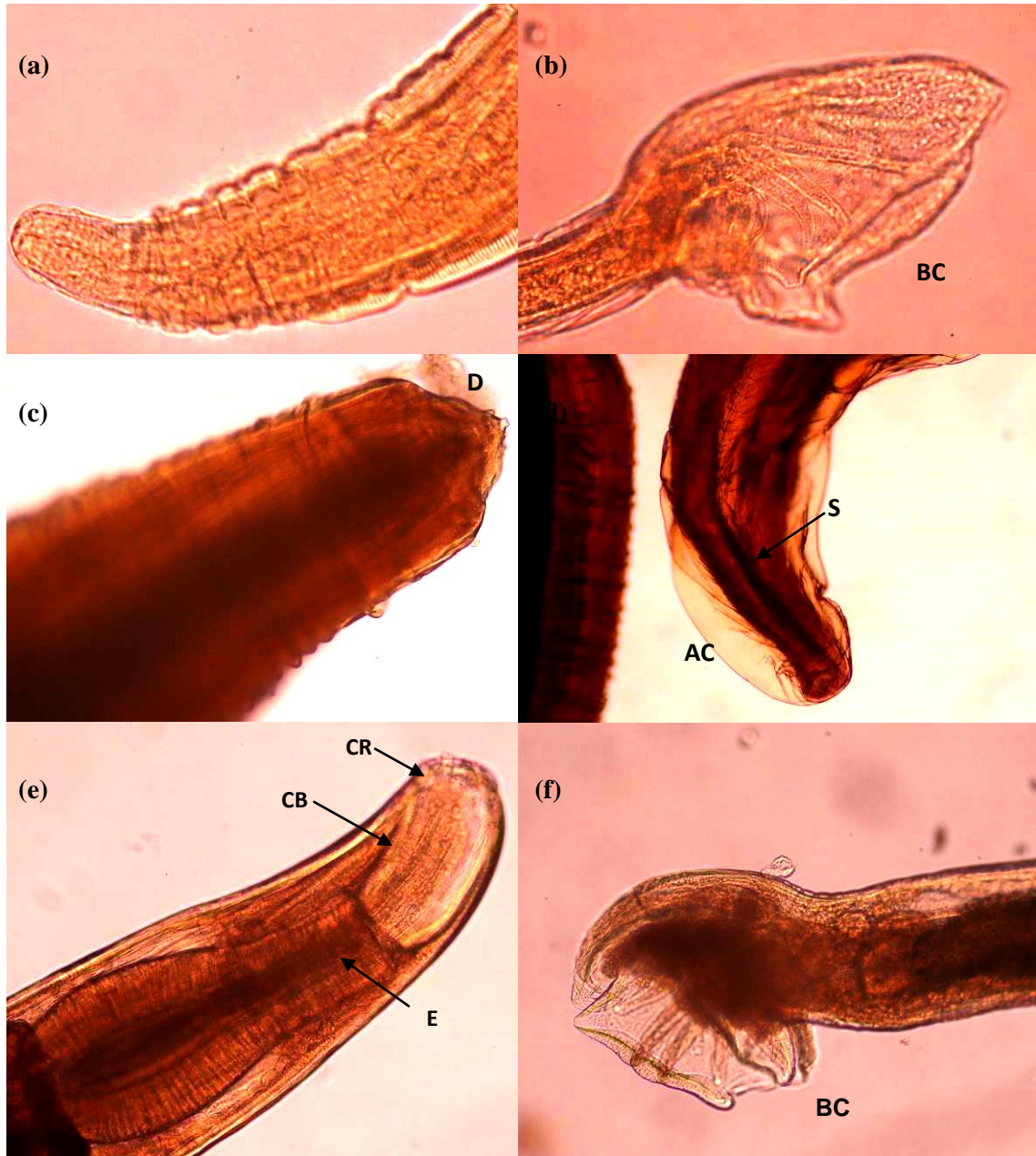


Figura 5. *Freitastrongylus angelae*. **a.** extremo anterior. 10x. **b.** extremo posterior del macho, bolsa caudal (BC). *Physaloptera torresi*. 40x. **c.** región cefálica con dientes (D) organizados en cada labio. 10x. **d.** extremo posterior del macho, aleta caudal (AC), espículas (S). *Eucyathostomum copulatum*. 40x. **e.** extremo anterior, corona radiada (CR), cápsula bucal (CB) prominente, esófago (E). 10x. **f.** extremo posterior del macho, bolsa copulatriz (BC). 40x.

4.2. Cambios anatomopatológicos gastrointestinales

4.2.1. Hallazgos macroscópicos

La evaluación macroscópica se realizó con tejidos fijados en formol, por lo cual características como congestión de la mucosa y consistencia de los nódulos no pudieron ser evaluadas. En la Tabla 6 se muestran diferentes presentaciones de lesiones macroscópicas observadas en las regiones gastrointestinales, como nodulaciones duras de diferentes tamaños, ulceradas, y con helmintos aglomerados acompañándose de desprendimiento, engrosamiento de mucosa y presencia de moco en las zonas parasitadas.

Tabla 6. Frecuencia de lesiones macroscópicas observadas por región gastrointestinal en majaz de vida libre. Cuenca del Río Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)

Lesiones Macroscópicas	Región gastrointestinal					
	Estómago		Intestino delgado		Intestino grueso	
	n	%	n	%	n	%
Desprendimiento de mucosa	55	55.6	20	20.2	10	10.1
Mucosa engrosada	56	56.7	6	6.1	2	2.1
Nódulos ulcerados con nemátodos (5-35mm) en mucosa	39	39.4	0	0	0	0
Úlceras sin nódulos en mucosa (2-10mm)	3	3.0	0	0	0	0
Nemátodo sin nódulo en mucosa	1	1.0	0	0	1	1.0
Total	99	100	99	100	99	100

n y %: Número y porcentaje de individuos lesionados con respecto al total de individuos examinados.

4.2.1.1. Estómago

A nivel de la mucosa gástrica, 56 individuos la mostraron engrosada, todos ellos parasitados por *B. wilsoni*; y con zonas de desprendimiento de mucosa en 55 casos (Fig. 6). Entre los animales que presentaron parasitismo luminal gástrico, se observaron tres individuos con úlceras de 2 a 10 mm de extensión en la mucosa sin presencia de nódulos. Además 39 presentaban nodulaciones ulceradas de variados tamaños duras al tacto (Fig. 6 a, b), de éstos se encontraron veinte nodulaciones de 5 - 15 mm de diámetro, dieciséis de 15 - 25 mm y tres de 25 - 35 mm, todas ellas contenían estructuras filiformes compatibles con nemátodos *B. wilsoni*.

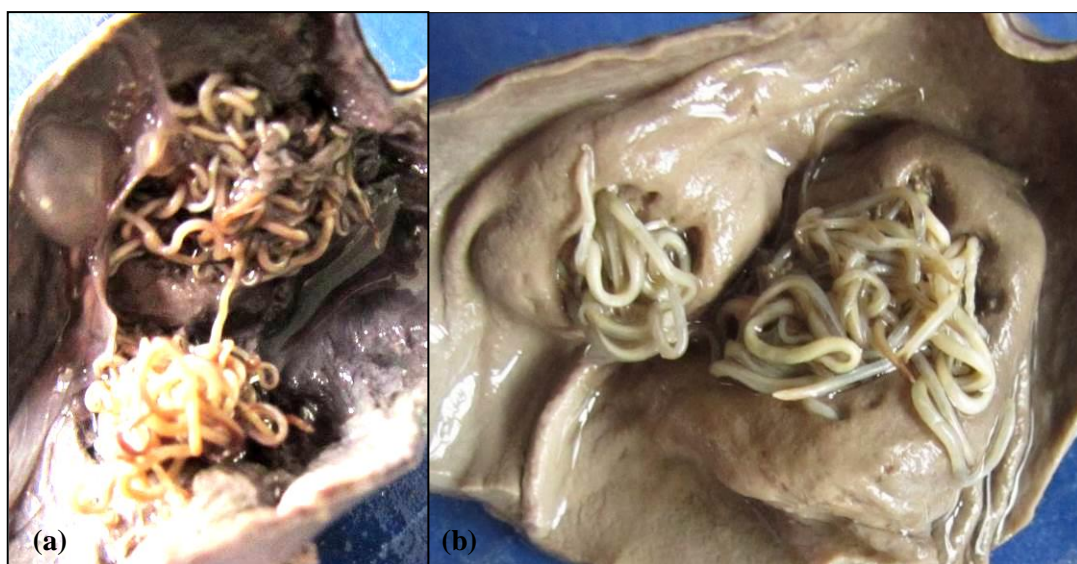


Figura 6. Lesiones macroscópicas observadas en estómago de majaz (*Agouti paca*). Cuenca Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012). **a.** Adulto de *Boehmiella wilsoni* a nivel de superficie de la mucosa gástrica. **b.** Estructuras nodulares granulomatosas ulceradas en mucosa gástrica con nemátodos emergiendo.

4.2.1.2. Intestino delgado

A nivel del intestino delgado, se observó la mucosa engrosada y rugosa en seis individuos junto con presencia de abundante mucosidad (Fig. 7 a). Además de un leve a moderado desprendimiento de mucosa (Fig. 7 b) en 20 individuos, de los cuales 14 se encontraban parasitados por *Raillietina demerariensis*, *Freitastrongylus angelae* y la familia Anoplocephalidae a nivel del lumen, mientras que los otros 6 animales se encontraban libres de parasitismo luminal.

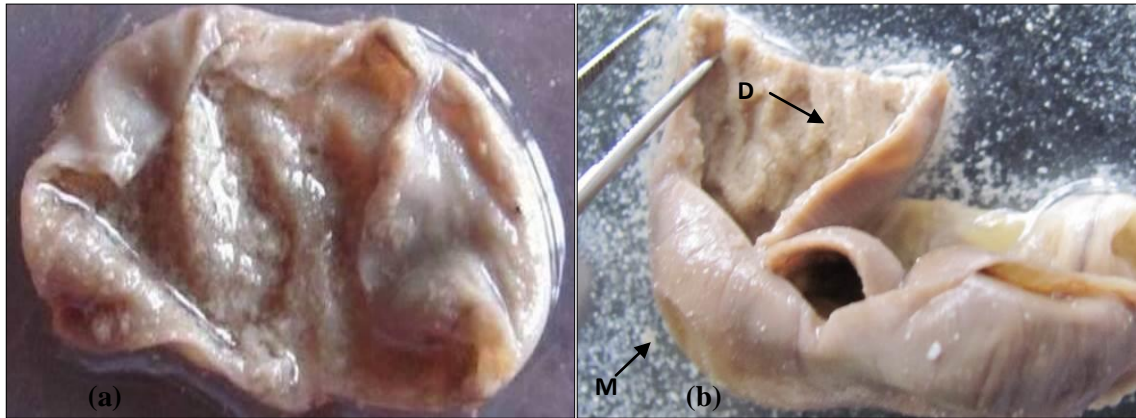


Figura 7. Lesiones macroscópicas observados en intestino delgado en *A. paca* de vida libre. Cuenca Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012). **a.** Mucosa engrosada y rugosa **b.** desprendimiento de mucosa (D) y gran mucosidad (M).

4.2.1.3. Intestino grueso

De los 10 animales que mostraron desprendimiento de mucosa, 8 presentaron *Trichuris gracilis*, *Stichorchis giganteus* y *Eucyathostomum copulatum* a nivel de la luz intestinal; mientras que 2 no presentaron parasitismo luminal. Un individuo presentó un nemátodo introducido en la mucosa acusando gran engrosamiento, dicho parásito fue compatible con la especie *Trichuris gracilis* (Fig. 8 a). Además se observó engrosamiento de la mucosa (Fig. 8 b) en dos individuos a nivel del ciego.

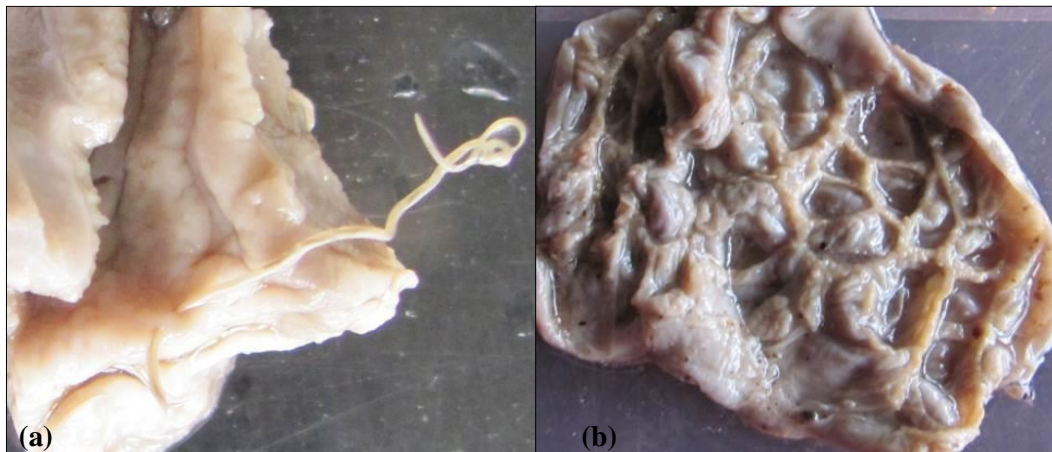


Figura 8. Lesiones macroscópicas por *Trichuris gracilis* observados en intestino grueso de majaz (*Agouti paca*). Cuenca Rio Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012). **a.** Nemátodo *Trichuris gracilis* fijándose y atravesando la mucosa acusando engrosamiento focal. **b.** engrosamiento y desprendimiento de mucosa cecal.

4.2.2. Lesiones microscópicas

En la Tabla 7, se muestran los hallazgos microscópicos encontrados, como infiltrado de eosinófilos y linfocitos, granulomas y estructuras parasitarias encapsuladas. De ellos, la infiltración de eosinófilos fue la lesión observada con mayor frecuencia en estómago, seguido de la formación del granuloma eosinofílico con una estructura parasitaria en su interior acompañándose de reacción fibrótica, siendo la submucosa y la mucosa las capas afectadas con mayor frecuencia por dichas lesiones. La hiperplasia epitelial afectó tanto al estómago como a los intestinos delgado y grueso; así como la infiltración de un exudado por eosinófilos y linfocitos.

Tabla 7. Frecuencia de lesiones microscópicas por región gastrointestinal en majaz de vida libre. Cuenca del Río Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)

Lesiones observadas	Región gastrointestinal					
	Estómago		Intestino delgado		Intestino grueso	
	n	%	n	%	n	%
Hiperplasia epitelial superficial	36	36.4	9	9.1	3	3.0
Infiltración de eosinófilos	43	43.4	6	6.1	2	2.0
Infiltración linfocítica	36	36.4	5	5.1	3	3.0
Granuloma eosinofílico	40	40.4	0	0	1	1.0
Estructuras parasitarias encapsuladas	40	40.4	0	0	1	1.0
Total	99	100	99	100	99	100

n y %: número y porcentaje de individuos con lesión respecto al total de examinados.

4.2.2.1. Estómago

Microscópicamente se observó hiperplasia de la submucosa en 36 casos y exfoliación del epitelio gástrico en casi todos ellos. Los nódulos ulcerados observados macroscópicamente en estómago, así como úlceras, correspondieron histológicamente a granulomas con estructuras parasitarias encapsuladas en las diferentes capas gástricas. Dichos granulomas estuvieron conformados por granulocitos eosinofílicos, linfocitos en disposición focal y multifocal y en ocasiones de células gigantes multinucleadas, macrófagos, focos de necrosis caseosa y tejido conectivo fibroso con vasos neoformados que rodeaban a las estructuras parasitarias en mención y que se extendían al exterior (Fig. 9). Adicional se encontraron focos de estructura pétreo basófila sugere de calcificación distrófica.

El contenido de los granulomas fue variado, observándose nemátodos *B. wilsoni* sólo en estómago; fragmentos de estructuras parasitarias (cutícula y restos de órganos internos) y espacios vacíos. Muchos de los restos de cutícula hallados en el estómago coincidieron en apariencia morfológica y dimensiones con los nemátodos *B. wilsoni* (Fig. 9 a, b). Los granulomas y focos de tejido conjuntivo fibroso que encapsulaban nemátodos, con frecuencia se hallaron rodeando a más de un espécimen, siendo el número máximo 31 segmentos de nemátodos, observado en un solo estómago.

Con respecto al número de parásitos descritos microscópicamente se observaron granulomas con infiltrado eosinofílico en 40 de ellos (Fig. 9 c), y en todos ellos estructuras parasitarias (cutículas) encapsuladas, afectando las tunicas mucosa y submucosa. Veinte granulomas encerraban menos de 10 fragmentos de nemátodos *B. wilsoni*, dieciséis tenían entre 10 y 20 fragmentos; mientras que cinco contenían entre 20 y 31 fragmentos de nemátodos, es decir contenían aproximadamente 20 nemátodos *B. wilsoni*, siendo el mayor número de especímenes hallados dentro de un granuloma gástrico.

Otra lesión observada en gran cantidad, fue el infiltrado eosinofílico (Fig. 9 d), el cual presentó una distribución difusa en las distintas tunicas, acentuándose cerca de las estructuras parasitarias y entre el tejido conjuntivo fibroso. El infiltrado linfocítico también fue frecuente, y distribuido de manera difusa en las diferentes tunicas, acentuándose cerca de algunas estructuras encapsuladas y/o formando pequeños focos. En varias ocasiones se observó una combinación de los infiltrados eosinofílico y linfocítico.

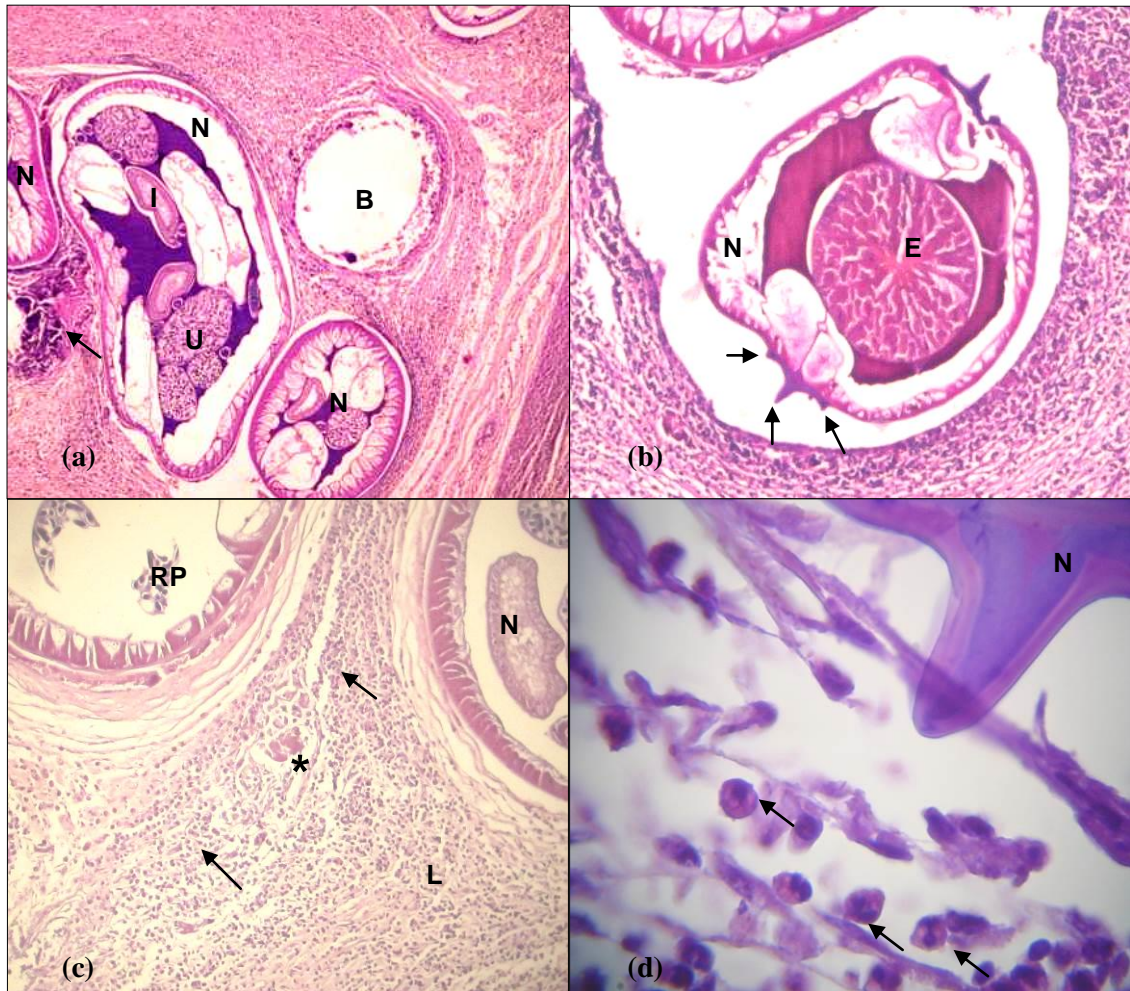


Figura 9. Lesiones microscópicas en estómago de majaz. Cuenca Rio Yavarí Mirí. Loreto Perú. 2010-2012. **a.** Granuloma conteniendo nemátodos (N) *B. wilsoni* y espacios en blanco (B) en submucosa, se observa el intestino (I) y el útero (U) del nemátodo, el cual se encuentra rodeado por abundante tejido conectivo, necrosis y focos de calcificación distrófica (flecha). H-E.10x. **b.** Corte transversal del nemátodo (N) *B. wilsoni* encapsulado en submucosa, se observa el esófago (E) con musculatura radiada y las 3 alas (flechas) características del género. H-E.10x. **c.** Restos parasitarios (RP), rodeados por un granuloma compuesto por tejido conjuntivo, eosinófilos, macrófagos, linfocitos (flechas) y células multinucleadas (asterisco) alrededor de los parásitos hallados en la submucosa. H-E.40x. **d.** Nemátodo rodeado por tejido conectivo fibroso con eosinófilos infiltrados. H-E. 100x.

4.2.2.2. Intestino delgado

A nivel histológico, el intestino delgado presentó una leve a severa hiperplasia de células mucosas en 9 individuos además que otros 6 animales presentaron descamación e infiltración eosinofílica. Asimismo, en 5 individuos se encontró de moderada a severa infiltración de células linfocíticas a nivel de la submucosa.

Otro grupo incluye dos animales con parasitismo intestinal por cestodos como *Raillietina demerariensis* y Anoplocephalidae donde se observó una lesión intestinal con mucosa engrosada y rugosa, que histológicamente correspondió a una leve a moderada hiperplasia de células mucosas. Cabe mencionar que tanto la hiperplasia como la infiltración eosinofílica en el corion de las vellosidades intestinales del animal parasitado únicamente por *R. demerariensis* fueron de un grado moderado a severo, causando una pérdida de su forma.

4.2.2.3. Intestino grueso

Un individuo presentó un nemátodo embebido en la mucosa, que microscópicamente presentaba leve hiperplasia de células caliciformes con moderada pérdida epitelial, y un granuloma conformado por tejido conjuntivo a nivel de la submucosa, células gigantes, necrosis además cantidades menores de eosinófilos rodeando el nemátodo proyectándose este exudado hacia las tunicas: muscular, submucosa y mucosa.

Además otros 3 individuos que presentaban parasitismo a nivel luminal, presentaron una moderada hiperplasia epitelial de la mucosa y descamación, acompañada de una leve a moderada infiltración difusa de eosinófilos a nivel de la submucosa y mucosa.

En la Tabla 8, se describen los diagnósticos lesionales según la región gastrointestinal, donde se obtuvo un total de 56 animales que comprometieron el estómago, siendo la gastritis eosinofílica granulomatosa focal y multifocal de mayor frecuencia. Así también, del total de las lesiones parasitarias del estómago, el 39.3% fue de grado severo, seguido de moderado y leve. Por el contrario, en intestino delgado los animales con diagnóstico lesional fueron 20, donde 70% del total de grado leve y en menor medida moderada y severa. Asimismo, en intestino grueso la cantidad de animales diagnosticados fue de 10 y la mayor parte del total de lesiones fueron de grado leve (60%), seguido de moderado y severo.

Tabla 8. Hallazgos microscópicos asociados a parásitos en tracto gastrointestinal en majaz de vida libre. Cuenca del Río Yavarí Mirí, Loreto, Perú (periodo 2010-2012)

Org.	Trastorno/ Asociado	Diagnóstico Lesional	Total		Extensión					
					L		M		S	
			n	%	n	%	n	%	n	%
E	Asociada a parásitos	Gastritis eosinofílica difusa aguda	12	21.4	9	16.1	1	1.8	2	3.6
		Gastritis eosinofílica granulomatosa focal	1	1.8	1	1.8	0	0	0	0
		Gastritis eosinofílica granulomatosa multifocal	39	69.6	3	5.4	17	30.4	19	33.9
		Otros	4	7.1	3	5.4	0	0	1	1.8
	Total Estómago		56	100.0	16	28.6	18	32.1	22	39.3
ID	Asociada a parásitos	Enteritis catarral difusa aguda	8	40.0	7	35.0	0	0	1	5.0
		Enteritis eosinofílica difusa aguda	6	30.0	3	15.0	3	15.0	0	0
	Otros	Enteritis catarral difusa aguda	6	30.0	4	20.0	1	5.0	1	5.0
Total I. delgado			20	100.0	14	70.0	4	20.0	2	10.0
IG	Asociada a parásitos	Enteritis catarral difusa aguda	5	50.0	3	30.0	2	20.0	0	0
		Enteritis eosinofílica difusa aguda	2	20.0	1	10.0	0	0	1	10.0
		Tiflitis granulomatosa focal	1	10.0	1	10.0	0	0	0	0
	Otros	Enteritis catarral difusa aguda	2	20.0	1	10.0	1	10.0	0	0
Total I. grueso			10	100.0	6	60.0	3	30.0	1	10.0

Org: Órgano. E: Estómago. I.D e I.G: Intestinos delgado y grueso. L: leve, M: moderado, S: severo. n y %: número y porcentaje de individuos.

4.3. Agente parasitario y sus lesiones gastrointestinales

Macroscópicamente en el estómago se observaron nódulos relacionados con la presencia del helminto *Boehmiella wilsoni* que correspondieron a granulomas a través de los cortes histológicos y los hallazgos microscópicos. Por consiguiente, todos los cortes de estrongilidos, hallados en los tejidos del estómago, fueron considerados dentro de la especie *B. wilsoni* debido a que en ellos se identificó el útero con los huevos de esta especie y al hallazgo del nemátodo diagnosticado en la luz del estómago de los animales. Estos granulomas ocasionaron nodulaciones macroscópicas en la mucosa gástrica de 41 animales. A nivel macroscópico se caracterizaron por ser nódulos duros en la mucosa, las cuales presentaban

úlceras en casi toda su extensión acompañados de nemátodos introducidos en éstos. A nivel microscópico se observó la formación de un granuloma con presencia de nemátodos y restos de estructuras parasitarias encapsuladas, acompañadas de infiltrado eosinófilo y en algunos casos linfocitos en menor cantidad.

A nivel del intestino delgado las lesiones macroscópicas fueron poco específicas como presencia de mucosidad, diferentes grados de engrosamiento de la mucosa y de igual modo desprendimiento. A nivel microscópico se hallaron hiperplasia epitelial e infiltración de eosinófilos en el corion de las vellosidades. A nivel del lumen intestinal se hallaron diversos helmintos como *Freitastrongylus angelae* y *Raillietina demerariensis* con mayor frecuencia y a la familia Anoplocephalidae en algunos casos. No se encontró a algún helminto en la mucosa del intestino delgado por lo cual no se puede asegurar cuál de estos produce las lesiones macroscópicas y microscópicas específicas.

A nivel del intestino grueso se observó al nemátodo *Trichuris gracilis* embebido en la mucosa del ciego provocando a nivel macroscópico un engrosamiento de la mucosa, desprendimiento de ésta y a nivel microscópico se diferenció una hiperplasia epitelial acompañada de infiltrado eosinófilo y conformando un granuloma en submucosa.

V. DISCUSION

Los resultados de este primer estudio sobre helmintos gastrointestinales y lesiones macroscópicas asociadas a estos parásitos en majaz *Agouti paca* de vida libre en la cuenca del río Yavarí Mirí, Loreto- Perú, constituyen un importante paso para el conocimiento de la parasitofauna y las lesiones anatomopatológicas que producen en estos roedores silvestres de nuestra Amazonía peruana.

Las especies, géneros y familia de helmintos gastrointestinales de *A. paca* reportados en el presente estudio fueron: *Boehmiella wilsoni*, *Physocephalus mediospiralis*, *Physaloptera torresi*, *Eucyathostomum copulatum*, *Trichuris gracilis*, *Freitastrongylus angelae*, *Raillietina demerariensis*, *Stichorchis giganteus*, *Capillaria sp.* y Anoplocephalidae. Todos ellos fueron recolectados del contenido de los tractos digestivos postmortem e identificados por observación directa.

La variedad de helmintos y una prevalencia de 94.9% de parasitismo, observadas en los tractos digestivos de *Agouti paca* analizados en el presente estudio, confirma lo expresado en diferentes investigaciones realizadas sobre la abundancia y riqueza de helmintofauna en el *A. paca*. Entre ellos tenemos el realizado por Matamoros *et al.* (1991), donde hallaron un 93.5% de parasitismo en un estudio coproparasitológico el cual fue realizado en 24 criaderos de Costa Rica, asimismo el trabajo ejecutado por Estrada (2004), el cual indica una parasitosis de 64% también en un análisis coprológico en animales en cautiverio de Colombia, y el desarrollado por Sunción (2009), con una prevalencia de infección parasitaria de 100% realizado en Perú en animales de vida libre.

Una gran diferencia se observó en las prevalencias de los trabajos realizados en cautiverio por Matamoros *et al.* (1991) y Estrada (2004) con los estudios realizados en vida libre del presente trabajo y Sunci6n (2009) mostrando estos dos 6ltimos un alto porcentaje de parasitismo, posiblemente por el h6bitat diferente, la alimentaci6n y la cercan6a con otras especies animales y el hombre; adem6s de la metodolog6a empleada para la identificaci6n de los par6sitos en estos animales.

Asimismo, Matamoros *et al.* (1991), reportaron a los g6neros *Capillaria* sp. (4%) y *Trichuris* sp. (2%) al igual que en el presente trabajo, la diferencia por un lado fue que en este estudio se identific6 la especie de *Trichuris gracilis* (61.6%) siendo su frecuencia muy alta comparativamente, mientras que ambos reportes encontraron al g6nero *Capillaria* sp. con una frecuencia de entre 3.0% y 2%. Estudios similares realizaron Oliveira *et al.* (2009), que reportaron a los g6neros *Trichuris* sp. y *Strongyloides* sp; esto se puede deber al m6todo aplicado para la identificaci6n de par6sitos gastrointestinales, ya que Matamoros *et al.* (1991), emplearon el m6todo de Willis, sedimentaci6n y coprocultivo para un diagn6stico coproparasitol6gico y Oliveira *et al.* (2009), utilizaron el m6todo de flotaci6n en soluci6n hipersaturada de sal y coprocultivo con identificaci6n de larva, mientras que en este trabajo se realiz6 la observaci6n directa de helmintos adultos mediante la colecci6n total de los mismos.

Igualmente, Garc6a y Ayala (1997) solo reportaron al g6nero *Trichuris* sp. entre los par6sitos m6s frecuentes en majaz, as6 como tambi6n el m6s frecuente en machos y hembras, mediante el m6todo de flotaci6n, sedimentaci6n y Mc Master modificado que realizaron en 28 animales de dos granjas de Colombia. A diferencia, en el presente estudio se hall6 a la especie *Trichuris gracilis* como el m6s frecuente de los 99 animales muestreados (60.6%), tambi6n se identific6 como el m6s frecuente de los machos a *Trichuris gracilis* (61.4%) junto con *Boehmiella wilsoni* (61.4%), y de las hembras a *Trichuris gracilis* (62.0%) seguido de *Boehmiella wilsoni* (60.0%); sin embargo no se encontr6 asociaci6n significativa ($p < 0.05$) entre sexo con respecto a las diferentes especies de par6sitos. Estrada (2004) adem6s manifest6 que la presencia de *Trichuris* sp. puede estar asociada a la cercan6a con algunos animales dom6sticos como equinos, caninos y felinos.

Montes (2001), mediante el m6todo Mc Master analiz6 las muestras fecales durante un a6o de 10 ejemplares de *A. paca*, hallando al g6nero *Strongyloides* (91%) con mayor prevalencia durante todo el a6o y al g6nero *Trichuris* en menor frecuencia. Similares hallazgos realiz6 Ram6rez *et al.* (2001), durante el mismo periodo de tiempo con igual m6todo de

diagnóstico coproparasitológico, obteniendo como resultado al género *Trichuris* sp. y el orden Strongylida con una prevalencia de 10 a 20% en ciertos meses del año, y al género *Strongyloides* con 60 a 100% durante todo el año.

El presente estudio se realizó durante 2 años obteniendo a *Trichuris gracilis* como el más frecuente (66.7%) durante la época de seca del año (junio a octubre) y el segundo más frecuente (57.8%) durante la época de lluvia (noviembre a mayo) pero no se logró identificar al género *Strongyloides*. Se concluyó al igual que Montes (2001) y Ramírez *et al.* (2001), que la frecuencia parasitaria varía según la época del año, sin embargo para el presente trabajo al realizar la asociación estadística entre especie parasitaria y época del año no mostró asociación significativa.

Al contrario de los estudios anteriores, Estrada (2004) realizó dos investigaciones donde reportó en un grupo de animales en cautiverio los géneros *Strongyloides* sp. (42%) y *Trichuris* sp., y además en otro grupo liberado al medio natural encontró al género *Ascaridia* sp. (33%) mediante el Método Mc Master, sin embargo nosotros no encontramos *Ascaridia* sp. y *Strongyloides* sp. pero si diagnosticamos a *Trichuris gracilis*. Los hallazgos difieren del presente estudio posiblemente por la diferencia de hábitat, tipo de alimentación, asociación con otros animales o incluso humanos.

A diferencia de lo anterior, Gonçalves (2003) y Gonçalves *et al.* (2006), en Brasil realizaron la identificación taxonómica de los helmintos adultos de 6 majaces, hallando *Physaloptera torresi* y *Physocephalus mediospiralis*, al igual que este estudio; sin embargo sólo halló el género *Trichuris* sp., mientras en este estudio se llegó a identificar la especie *Trichuris gracilis*. No obstante, en el presente trabajo no se logró identificar al género: *Viannella* sp. y las especies *Oswaldonema cruzi*, *Oswaldonema skrjabini*, *Heligmostrongylus sedecimradiatus* y *Durettestrongylus ojaatii*, que ellos reportaron probablemente por la diferencia geográfica del hábitat y su interacción con el ambiente.

En la investigación realizada por Sunción, 2009 identificó al género *Capillaria* sp., al igual que en el presente estudio, además también identificó a los géneros *Boehmiella*, *Physocephalus* sp., *Physaloptera* sp., *Eucyathostomum*, *Trichuris* sp., *Raillietina*, *Stichorchis* sp. y *Vianella*. Similares hallazgos se hicieron en el presente estudio con la diferencia que se realizó la identificación por especies, encontrándose *Boehmiella wilsoni*, *Physocephalus mediospiralis*, *Physaloptera torresi*, *Eucyathostomum copulatum*, *Trichuris gracilis*, *Raillietina*

demerariensis y *Stichorchis giganteus*; también se identificó a la familia Anoplocephalidae a diferencia de Sunción (2009) quien no lo reportó. Además, para el caso del género *Vianella* sp. el presente trabajo no lo describe. Cabe mencionar que las especies parasitarias diagnosticadas representan nuevas especies para *Agouti paca* en Perú.

Por otro lado, el hallazgo del nemátodo *Freitastrongylus angelae* en el presente estudio es un nuevo reporte para *Agouti paca* en el continente americano, anteriormente ha sido descrito por Gonçalves *et al.* (2006), en Brasil para hospederos como el agutí *Dasyprocta leporina* y el añuje *Dasyprocta fuliginosa*.

Entre los hallazgos realizados en el presente estudio, se tiene a las especies más frecuentes *Trichuris gracilis* (60.6%) y *Boehmiella wilsoni* (60.6%), datos similares fueron descritos por Sunción (2009), que determinó a los géneros *Boehmiella* (79.1%) y *Trichuris* (61.6%) como los más prevalentes. Posiblemente esto se deba a las condiciones del clima húmedo tropical propias de esta zona, que son adecuadas para el desarrollo de los huevos y larvas de helmintos, también con la contaminación fecal del suelo y de las fuentes de agua donde acostumbran defecar estos animales, aunado al acercamiento de otros animales silvestres parasitados que favorecen la contaminación y diseminación de las formas infectantes, como lo manifiestan Estrada (2004) y Sunción (2009) en sus diferentes investigaciones.

La prevalencia de helmintos gastrointestinales de *A. paca* de vida libre fue: *Trichuris gracilis* (66.7%) y *Boehmiella wilsoni* (44.4%) registraron las frecuencias más altas en época de seca del río, y *Boehmiella wilsoni* (67.6%) y *Trichuris gracilis* (57.8%) en época de lluvia. Al análisis estadístico de estas variables, los helmintos encontrados no mostraron diferencias estadísticas significativas mostrándose de manera indistinta en cualquier época del año, a excepción de *Raillietina demerariensis* que si mostró asociación significativa ($p < 0.05$). La presencia de los helmintos está asociada al clima tropical de la región Loreto con temperatura promedio de 27,5° C y precipitaciones pluviales permanentes de 2700 mm, factores que conservan la humedad del suelo produciendo barro o lodo mezclado con humus y detritus orgánicos, creando un ambiente favorable para el desarrollo y supervivencia de estos parásitos en el medio externo.

En cuanto al parasitismo encontrado en los animales, el 18.2% presentó monoparasitismo, el 27.3% biparasitismo y el 49.5% multiparasitismo; datos similares a lo encontrado por Matamoros *et al.* (1991), que informan que el 25.9% de los animales

presentaban a una sola especie de parásito, el 22.1% a dos especies de parásitos y el 48.8% presentaban tres tipos de parásitos. En el presente trabajo se observaron individuos con múltiples especies de parásitos encontrándose animales con siete especies distintas, lo cual no fue descrito por Matamoros *et al.* (1991). Este poliparasitismo podría deberse a la costumbre del majaz de defecar en el agua de bebida haciendo la reinfección parasitaria más factible.

Respecto a la presencia de helmintos por región gastrointestinal, el estómago mostró una infección de 77.8% encontrándose *Boehmiella torresi* como el más prevalente; en intestino grueso fue también alta 70.7% con *Trichuris gracilis* y *Stichorchis giganteus* los más frecuentes, y en intestino delgado la prevalencia fue moderada de 55.6% con *Freitastrongylus angelae* y *Raillietina demerariensis* como los más prevalentes. Estos resultados concuerdan con Sunción (2009), quien señala que es precisamente el estómago que presenta una infección por helmintos de 91.51% encontrándose el género *Boehmiella* como el más prevalente y, en segundo lugar, el intestino grueso con 72.09% infectado con el género *Trichuris*. Así mismo, en el intestino delgado halló 59.3%, valor muy similar al de este estudio, siendo el género *Raillietina* el parásito más frecuente en esta porción gastrointestinal. En ambos casos, la prevalencia de estos helmintos está relacionada con el hábitat de cada uno de ellos y su hospedero.

Diferentes estudios reportan la presencia del género *Raillietina* habitante del intestino delgado de *A. paca*, refiriéndose el presente estudio al hallazgo de *Raillietina demerariensis* única especie zoonótica; mientras Sato *et al.* (1988), reportan en Venezuela a las especies *Raillietina demerariensis* y *Raillietina oligocapsulata* sp. esta última no descrita en el presente estudio. En el caso de Gonçalves *et al.* (2006), reportan en Brasil a *Raillietina trinitatae* especie tampoco observada en el presente reporte. Asimismo, Rego (1967), reporta al género *Raillietina* sp. en Brasil pero sin llegar a determinar especie.

En cuanto a las lesiones anatomopatológicas, se hallaron estructuras nodulares correspondientes a granulomas en mucosa de estómago e intestino grueso, en el estómago ocasionados por *B. wilsoni*, mientras que en el intestino grueso, por *T. gracilis*. No se han encontrado reportes en la literatura que describan las lesiones mencionadas en *A. paca*, sólo la literatura refiere un trabajo por Goldberg *et al.* (1994), en la lagartija escamosa azul *Sceloporus serrifer* que reportaron una lesión granulomatosa gástrica ocasionado por el género *Physaloptera*, mientras que otro trabajo por Lapage (1971), sólo describe hemorragias e inflamación del ciego.

De esta misma manera, las lesiones macroscópicas a nivel del estómago de *A. paca*, fueron principalmente formación de múltiples nódulos duros de diferentes tamaños (5-35 mm) que sobresalían de la mucosa con úlceras crateriformes centrales por donde emergían numerosos nemátodos *B. wilsoni* con tendencia a formar ovillos y que se acompañaron de exfoliación de la mucosa, desprendimiento de la misma y engrosamiento. Estos hallazgos no han sido reportados hasta el momento en otras publicaciones, por lo cual constituye el primer reporte realizado sobre lesiones anatomopatológicas en el sistema gastrointestinal de *A. paca*. Asimismo, en lo referente a *B. wilsoni*, infecta al majaz cuando ingieren las larvas infectivas en la hierba, la larva muda y madura en el estómago, para transformarse en adultos maduros sexualmente; los animales infectados eliminan en sus heces los huevos no embrionados y bajo las condiciones óptimas de temperatura y humedad desarrollan a L1, que mudan dos veces hasta llegar a L3, que es el estadio infectante.

En este sentido, por el hallazgo de larvas y adultos en estómago, se infiere su maduración en esta región donde se adhiere a la mucosa y migra hacia sus distintas capas, alimentándose de estos tejidos, ocasionando la llegada de eosinófilos y células gigantes, formando principalmente granulomas eosinofílicos o cápsulas de tejido conjuntivo alrededor o próximos a ellos.

Desafortunadamente no existen reportes sobre la descripción microscópica de *B. wilsoni* afectando la mucosa y submucosa gástrica en el majaz que permitan comparar resultados. En tal sentido *B. wilsoni* tiene mayor predisposición a afectar la submucosa gástrica pero no se conoce la razón, presumiéndose que existirían razones favorables lo cual ameritaría una futura investigación al respecto.

Los hallazgos microscópicos revelan hiperplasia de la mucosa con infiltración de gran número de eosinófilos distribuidos difusamente en la submucosa acompañándose de leve número de linfocitos, exfoliación y presencia de moco. El hallazgo de numerosos parásitos como *Raillietina demerariensis*, *Freitastrongylus angelae* y la familia Anoplocephalidae permiten inferir la respuesta eosinofílica a pesar que no se encontraron invadiendo la mucosa intestinal. En tal sentido, Trigo y Mateos (1993), mencionan que la hiperplasia epitelial es una respuesta al contacto con agentes, lo cual sólo se puede compartir la presencia de los nemátodos reportados en relación a las lesiones descritas.

Respecto a las lesiones macroscópicas en el intestino grueso de *A. paca*, estas fueron engrosamiento y desprendimiento de la mucosa con múltiples nemátodos de la especie *Trichuris gracilis* en su luz y sólo uno introducido en la submucosa. En los hallazgos microscópicos se describen daños en la mucosa, como la adherencia y penetración del nemátodo y una hiperplasia epitelial, infiltración eosinofílica con formación de granuloma y en otro sector una estructura parasitaria encapsulada con reacción granulomatosa. Según lo descrito por Lapage (1971), el género *Trichuris* no produce serias lesiones en monogástricos y rumiantes, pero Soulsby (1987), reporta en ocasiones inflamación y hemorragias del ciego.

En el caso del nemátodo *T. gracilis*, el hospedador se infecta a través de la ingestión del huevo con la larva infectiva principalmente a través del agua o alimentos, que luego de las mudas hasta estadio adulto se localizan en el ciego e intestino grueso; las hembras grávidas liberan sus huevos con un cigoto al intestino, los cuales salen al exterior junto con la materia fecal para embrionar en el suelo (geo-helminthos).

Entre las lesiones microscópicas ocasionadas por *T. gracilis*, Florián (2004) reportó mucosa engrosada, edema y congestión del estómago, intestino y ciego y en algunos casos con presencia de membranas necróticas fibrinosas. Contrario a dichos hallazgos, en este estudio no se observaron membranas necróticas fibrinosas relacionadas a *T. gracilis* en el tracto digestivo de *A. paca*. En la presente investigación se encontró en un solo caso un único parásito adherido (introducido) a la mucosa del ciego provocando una reacción inflamatoria granulomatosa eosinofílica similar a la descrita anteriormente e incluso la mayoría de ejemplares fueron hallados libres sobre la mucosa.

Finalmente, aunque diversos autores consideran a los helmintos como no patógenos mientras no se presente una situación de estrés que debilite la respuesta inmune, favoreciendo la presentación de enfermedades y la aparición de signos clínicos, el presente trabajo por el contrario demuestra que los nemátodos son capaces de causar lesiones gastrointestinales significativas en el majaz *Agouti paca*, independientemente de la presencia de signos clínicos evidentes. Sin embargo, no se puede descartar la influencia de otros agentes patógenos debido a la interacción con otros animales silvestres, animales domésticos e incluso su cercanía con el hombre, así como la alteración del sistema inmune ante situaciones de estrés como caza indiscriminada, deforestación y destrucción de su hábitat.

VI. CONCLUSIONES

- La frecuencia parasitaria hallada en los majaces de la Cuenca del Rio Yavarí Mirí fue del 94.9%.
- Fueron identificados 7 nemátodos pertenecientes a las especies *Boehmiella wilsoni*, *Physocephalus mediospiralis*, *Physaloptera torresi*, *Freitastrongylus angelae*, *Eucyathostomum copulatum*, *Trichuris gracilis* y al género *Capillaria sp.*; 2 céstodos de la especie *Railletina demerariensis* y la familia Anoplocephalidae, y 1 tremátodo de la especie *Stichorchis giganteus*, todos ellos reportados por primera vez para *A. paca* en Perú.
- *Boehmiella wilsoni* penetra los tejidos gástricos induciendo la formación de granulomas, con presencia de infiltrados eosinofílico, macrófagos, linfocitos y tejido conjuntivo y afectando específicamente la túnica submucosa.

VII. RECOMENDACIONES

- Continuar con estudios sobre identificación y estacionalidad de helmintos gastrointestinales en *Agouti paca* de vida silvestre y en otros animales silvestres.
- Realizar estudios taxonómicos de parásitos en animales de vida silvestre.
- Realizar la colecta de los helmintos de animales recién sacrificados para una mejor fijación y su posterior identificación hasta especie.
- Realizar el estudio anatomopatológico de animales recién necropsiados donde se evidencien lesiones macroscópicas antes que sean fijados en formol.
- Continuar con la investigación en enfermedades parasitarias relacionadas con animales silvestres y el hombre, y su relación a enfermedades zoonóticas.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. **Acha P, Szyfres B. 2003.** Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Vol III: Parasitosis. 3ª edición. Washington DC: OPS. 544 p.
2. **Agrobit. 2011.** Diarreas de etiología bacterial. [Internet], [12 de diciembre del 2012]. Disponible en: http://www.agrobit.com/Info_tecnica/Ganaderia/porcinos/GA000003po.htm
3. **Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. 2009.** Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. Archival Volume. MPG Books Group. CABI. London, Inglaterra. 463 p.
4. **Barquero M. 2002.** Reproducción del tepezcuintle en cautiverio. Instituto Nacional de Aprendizaje, Núcleo Agropecuario. Costa Rica. [Internet], [12 de junio del 2012]. Disponible en: http://www.ina.ac.cr/revista_tecnia/revista/tecnica_9.pdf
5. **Barrera I, González A. 1999.** La cría y domesticación del conejo pintado (*Agouti paca*). Proyecto en la cuenca hidrográfica del canal de Panamá. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación Representación FAO en Costa Rica. 51p.
6. **Belaunde SA, Angulo AS, Ramírez ChR. 2007.** Determinación de parámetros productivos y reproductivos en la zootecnia del “jochi pinto”, *Cuniculus paca* (Prov. Obispo Santisteban-Departamento de Santa Cruz). Tesis de Grado, Facultad de ciencias Veterinarias, UAGRM, Santa Cruz, Bolivia.
7. **Bendayan AN. 1991.** Influencia socioeconómica de la fauna silvestre como recurso alimentario. Iquitos. Tesis para optar el título de bióloga. Univ. Nac. Amaz. Peruana. Iquitos, Perú. 80 pp.
8. **Bodmer R, Aquino R, Puertas P, Rees C, Fang T, Gottdenker N. 1997.** Manejo y uso sustentable de pecaríes en la Amazonía peruana.
9. **Borchert A. 1975.** Parasitología Veterinaria. Edit. Acribia, Zaragoza (España), Traducción de la 3era Edic.: 745p.
10. **Bowman D. 2004.** Georgia Parasitología para veterinarios. España: ElSevier. p. 243.
11. **Carrol E, Farr P, Clifton R. Craig, Faust. 1975.** Parasitología Clínica. México: Salvat. P 559-63.
12. **[CITES] Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres. 2009.** Lima: Convention on International Trade in Endangered Species. Apéndices I, II y III. [Internet], [17 de enero del 2013]. Disponible en: <http://www.cites.org/esp/index.shtml>

13. **D'Alessandro A, Rausch RL, Cuello C, Aristizábal N. 1979.** *Echinococcus vogeli* in man, with a review of polycystic hydatid disease in Colombia and neighboring countries. Am. J. Trop. Med. Hyg. 28: 303-317.
14. **Daniel W. 1996.** Bioestadística base para el análisis de las ciencias de la salud. 3ª ed. México: Limusa. p.875
15. **Davis JW. 1973.** Enfermedades parasitarias de los mamíferos salvajes. Madrid: Acribia. P. 164-83.
16. **Durette-Desset MC, Goncalves AQ, Pinto RM. 2006.** Trichostrongylina (Nematoda, Heligmosomoidea) coparasites in *Dasyprocta fuliginosa* Wagler (Rodentia, Dasyproctidae) from Brazil, with the re-establishment of the genus *Avellaria* Freitas & Lent and the description of two new species. Revista Brasileira de Zoologia, vol. 23 (2), 509-519.
17. **Emmons LH. 1990.** *Agouti paca*. In: Neotropical rain Forest mammals. A field Guide. First edition. The University of Chicago Press. E.U.A. 204-205.
18. **Estrada CA. 2004.** Boruga (*Agouti paca*), una experiencia de supervivencia en el piedemonte Amazónico Colombiano. En: Aporte al conocimiento y sostenibilidad del Agroecosistema intervenido de la Amazonia Colombiana. Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad de la Amazonía. Florencia, Caquetá. Colombia. p. 59 – 91.
19. **Falcón-Ordaz J, García-Prieto L. 2004.** Análisis morfológico de algunos Trichostrongilinos (Strongylida) depositados en la Colección Nacional de Helminthos del Instituto de Biología, UNAM, México. Rev. Biol. Trop. 52(2): 377-386.
20. **Florián A. 2004.** Sanidad en cuyes. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria. Unidad de Transferencia y Apoyo a la Extensión. 40p.
21. **García JA, Ayala H. 1997.** Diagnóstico de parasitismo gastrointestinal de boruga (*Agouti paca*) en cautiverio mediante análisis coprológico. Trabajo de grado. Programa Zootecnia. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad de la Amazonia. Florencia - Caquetá, Colombia. 52 p.
22. **García CG. 1984.** Aspectos Morfológicos e Histoquímicos del Tubo Digestivo de la Lapa (*Agouti paca*). Trabajo de Ascenso a la categoría de Asistente. Maracay. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Ciencias Veterinarias. 80 p.
23. **Gardner SL, Rausch RL, Jordan OC. 1988.** *Echinococcus vogeli* Rausch and Bernstein, 1972, from the paca, *Cuniculus paca* L. (Rodentia: Dasyproctidae), in the Departamento de Santa Cruz, Bolivia. J. Parasit. , 74 (3), 399-402.
24. **Gibson DI, Bray RA, Harris EA. 2005.** Host-Parasite Database of the Natural History Museum, London.

25. **Glanz WE. 1982.** *Agouti paca*. In: Adaptive zones of neotropical mammals: a comparison of some temperate and tropical patterns. In: Mammalian Biology in South America. A Symposium Held at The Pymatuning Laboratory of Ecology. Primera edición. Special Publication Series. Vol. 6. 100p.
26. **Goldberg S, Bursey C, Holshuh H. 1994.** *Physocephalus* sp. (Spirurida, Spirocercidae) Larvae in stomach granulomas of the Blue Spiny Lizard, *Sceloporus serrifer* (Phrynosomatidae) from Texas. . Journal of wildlife diseases , 30(2).
27. **Gómez JE, García JA. 1998.** La boruga (*Agouti paca* – Linnaeus, 1766). Fundamentos para la cría y manejo en cautiverio. Convenio de Cooperación Gobierno de Colombia – Unión Europea, Plan de Sostenibilidad. 1° ed. Colombia. 20 p.
28. **Gonçalves A. 2003.** Análise da helmintofauna de roedores histrocognatos (*Dasyprocta fuliginosa* e *Agouti paca*) dos municípios de Barcelos e Santa Isabel do Río Negro, Estado do Amazonas. Tesis do Mestrado. Rev. Bras. Zool.
29. **Gonçalves A, Bóia MN, Coura JR, Pinto RM. 2006.** Novos registros para helmintos de roedores histricognatos da microrregião do médio e alto Rio Negro, Estado do Amazonas, Brasil. Rev. Bras. Zool. 23 (3) Curitiba.
30. **Gonçalves A, Pinto RM, Durette-Desset MC. 2007.** Parasitism of two zoonotic reservoirs *Dasyprocta leporina* and *D. fuliginosa* (Rodentia) from Amazonas, with Trichostrongylina nematodes (Heligmonellidae): description of a new genus and a new species. Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 102 (6): 763-768.
31. **González A, Ríos V. 2002.** Guía para el manejo, cría y conservación de la "paca" (*Agouti paca*) o "Conejo pintado". 2ª edición, corregida y aumentada. Bogotá. Convenio Andrés Bello.
32. **Guzmán C. 2008.** Uso, preferencia de hábitat y aprovechamiento del tepezcuintle, *Cuniculus paca* (Linneo, 1766) en el Parque Estatal de la Sierra de Tabasco, México. Tesis para optar el grado de Maestría en Ciencias en Manejo de Fauna Silvestre. Instituto de Ecología A.C. Xalapa, Veracruz, México. 74 pp.
33. **Hall MC. 1916.** Nematodes parasites of the mammals of the orders Rodentia, Lagomorpha and Hyraeoidea. Proe. USo Nat. Mus.50: 25-80.
34. **[IUCN] Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza. 2009.** Suiza: The IUCN red list of threatened species. [Internet], [17 de enero del 2013]. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/>
35. **Lamothe-Argumedo R. 1997.** Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres. AGT. México DF.

36. **Lapage G. 1971.** Parasitología veterinaria. Continental, México, D.F. 790 p. Leopold, A. S. 1977. Fauna silvestre de México. 1ra. Edición. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables. México. 440-443p.
37. **Leopold AS. 1977.** *Agouti paca*. In: Fauna silvestre de México. 1ra. edición. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables. México. p. 440-443.
38. **Macedo MI, Horta F, Valverde D, Souza S. 2005.** Primeiro Relato de Helminthos em *Agouti paca* Linnaeus, 1766 (Rodentia: Agoutidae) do Município de Juiz de Fora, Minas Gerais. Universidad Federal de Juiz de Fora.
39. **Martínez R, Tantaleán M. 1998.** Primer registro en el Perú de Raillietina (R.) Demerariensis (Cestoda: Taenioidea) en Rattus rattus norvegicus. Revista Peruana de Biología. Vol. 5. Nº 1.
40. **Matamoras Y, Velásquez J, Pashov B. 1991.** Parásitos intestinales del tepezcuinte, *Agouti paca* (Rodentia Dasyproctidae) en Costa Rica. . *Rev Biol Trop.* , 39(1), 173-176.
41. **Matamoras Y. 1985.** “El tepezcuintle”. Biocenosis, 1(5):21-22.
42. **Matamoras Y, Pashov B. 1984.** Ciclo estral del tepezcuintle (*Cuniculus paca*) en cautiverio. Brenesia. 22: 249-260.
43. **Matamoras Y, Pashov B. 1982.** El estomago del tepezcuinte (*Cuniculus paca*) su estructura histológica y algunas reacciones histoquímicas. Ciencias Veterinarias , IV, 1.
44. **Matamoras Y. 1982.** Notas sobre la biología del tepezcuinte *Cuniculus paca*, Brisson (Rodentia: Dasyproctidae) en cautiverio, Brenesia. 19/20, 71-82.
45. **Mayor P, López P. 2014.** Atlas de Anatomía de especies silvestres de la Amazonía Peruana. [Internet], [10 de marzo del 2014]. Disponible en: <http://atlasanatomiaamazonia.uab.cat/>
46. **Mayor P, Santos D, López M. 2007.** Sostenibilidad de la Amazonía y Cría de animales Silvestres. Primera Edición. Centro de Estudio Teológicos de la Amazonía. Iquitos – Perú.
47. **[MIMDES] Ministerio de la Mujer y Desarrollo Social. 2011.** Recopilación de estudios sobre hábitos alimenticios de la población amazónica. [Internet], [25 de marzo del 2012]. Disponible en: <http://www.ibcperu.org/doc/isis/15636.pdf>
48. **Mondolfi E. 1972.** Mamíferos de caza de Venezuela. La lapa o paca. Defensa de la Naturaleza 2 (5): 4 - 16.
49. **Montes R. 2001.** Caracterización de la actividad reproductiva de tepezcuintle (*Agouti paca*) bajo crianza controlada. México Informe Final del Proyecto M005., Universidad Autónoma de Yucatán., Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

50. **Montes-Perez RC, Rodriguez RI, Torres JF, Ek Pech LG. 1998.** Seguimiento anual de la parasitosis gastrointestinal de venados cola blanca *Odocoileus virginianus* (Artiodactyla: Cervidae) en cautiverio en Yucatán, México. Rev. biol. Trop. vol.46, n.3, pp. 821-827 .
51. **Moya K. 2011.** Monitoreo de la comercialización de carne de monte en los mercados de Iquitos y estrategias para su conservación. Tesis de Grado. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de la Amazonía Peruana.
52. **Ojasti J. 1984.** *Agouti paca*. In: Hunting and conservation of mammals in Latin America. Acta Zoológica Fennica. 172:177-181.
53. **Oliveira A, Deco T, Ribeiro G, Ribeiro F, Morais R, Cruz L, Coelho L, Viana C, Rego T. 2009.** Identificação de endoparasitas de quatro pacas (*Cuniculus paca*) (Linnaeus, 1766) oriundas da Zona da Mata Mineira. UFV / IX SIMPOS / Outubro de 2009 / Veterinaria.
54. **Ortiz M. 2004.** Prevalencia de parásitos intestinales en poblaciones de *Hydrochaeris hydrochaeris* (Linnaeus, 1766) de la laguna Ibera, provincia de Corrientes.
55. **Ortlepp RJ. 1922.** The Nematode Genus Physaloptera Rud.*. Proceedings of the Zoological Society of London, 92: 999–1107.
56. **Otero ER. 1996.** Cria en confinamiento de la Guartinaja o Boruga. Barranquilla, Colombia.
57. **Panduro M. 1994.** Importancia de la Fauna Silvestre en la cuenca del Tamshiyacu. Loreto –Perú. Facultad de Ingeniería Forestal. UNAP. Iquitos – Perú. 12 p.
58. **Paredes E, Cubillos V. 1995.** Manual de Necropsia en Animales Domésticos. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile, Valdivia.
59. **Parra A, Osbahr K. 2000.** Contribution to the anatomical knowledge of the digestive tract of the mountain paca (*Agouti taczanowskii*, Stolzman 1865). Actualidad & Divulgación científica Vol 3(1): 21-27.
60. **Pérez EM. 1992.** *Agouti paca*. Mammalian Species. No. 404. The American Society of Mammalogists. p. 1-7.
61. **Pitman N, Vriesendorp C, Moskovits D. 2003.** Perú: Yavarí. Rapid Biological Inventories Report 11. Chicago, IL: The Field Museum.
62. **Quiroz H. 2005.** Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México. Ed. Limusa: 876p.
63. **Ramírez O, Rodríguez R, Montes R, Torres F. 2001.** Seguimiento anual de la parasitosis gastrointestinal del tepezcuintle, *Agouti paca* (Rodentia: Agoutidae) en cautiverio en el trópico mexicano. Rev Biol Trop, 49 (3-4), 1171-1176.

64. **Rausch RL, D'Alessandro A, Rausch VR. 1981.** Characteristics of the larval *Echinococcus vogeli* in the natural intermediate host, the paca, *Cuniculus paca* (Rodentia: Dasyproctidae). Am. J. Trop. Med. Hyg. , 30 (5), 1043-1052.
65. **Reátegui C, Rengifo A, Nogueira M, Murga N. 2001.** Parásitos gastrointestinales de mamíferos silvestres en cautiverio de los zoocriaderos ubicados en la carretera Iquitos – Nauta y Centro Piloto de Crianza de *Agouti paca* para la Amazonía. Región Loreto. Rev. Conocimiento UNAP, 5(1):17-30.
66. **Rego A. 1967.** Parasites of wild animals. Atas Soc. Biol. Rio de Janeiro, 11(2), 79-80.
67. **Rengifo ME, Navarro D, Urrunaga A, Vásquez W, Aspado F. 1996.** Crianza familiar del majaz o Paca (*Agouti paca*) en la Amazonía. Perú. Tratado de Cooperación Amazónica, Secretaria Tempore.
68. **Ríos G. 2001.** Sustentabilidad de la cacería de subsistencia: el caso de cuatro comunidades quichuas en la Amazonía nororiental ecuatoriana. Mastozoología Neotropical / J. Neotrop. Mammal., 8(1):59-66.
69. **Ríos M, Dourojeanni M, Tovar A. 1973.** La fauna y su aprovechamiento en Jenaro Herrera (Requena, Perú). Revista Forestal del Perú, 5(1-2):73-92.
70. **Rodríguez-Vivas R, Cob-Galera L, Domínguez-Alpizar J. 2001.** Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México. Rev Biomed.12:19-25.
71. **Salgado-Maldonado G. 2007.** Manual de prácticas de parasitología con énfasis en helmintos parásitos de peces de agua dulce y otros animales silvestres de México. Proyecto PE 209106. Programa de apoyo a proyectos para la innovación y mejoramiento de la enseñanza, PAPIME. Univ. Nac. Autón. México. 48 pp.
72. **Sato H, Okamoto M, Ohbayashi M, Basáñez MG. 1988.** A new cestode, *Raillietina* (*Raillietina*) *oligocapsulata* sp. nov., and *R. (R.) demerariensis* (Daniels, 1895) from Venezuelan mammals. Japanese Journal of Veterinary Research, Tokyo, 36: 31-45.
73. **Savage A. 1995.** The cotton-top tamarin husbandry manual. Roger Williams Park Zoo, Providence, RI. Cotton top tamarin species survival program web page.
74. **Shoobridge D, Manrique C, Morán M, Carreón G, Macahuachi R, Gómez F. 2004.** Evaluación socio ambiental de la zona del Yavarí- Yavarí Mirí y Tamshiyacu – Tahuayo. Parks Watch.
75. **Sisson S, Grossman JD, Getty R. 1990.** Anatomía de los animales domésticos. 5ª ed. México DF: Ed Masson. 2290 p.
76. **Slauson DO, Cooper BJ. 1990.** Mechanisms of disease. A textbook of comparative general pathology. 2th ed. Maryland, USA: Williams & Wilkins.

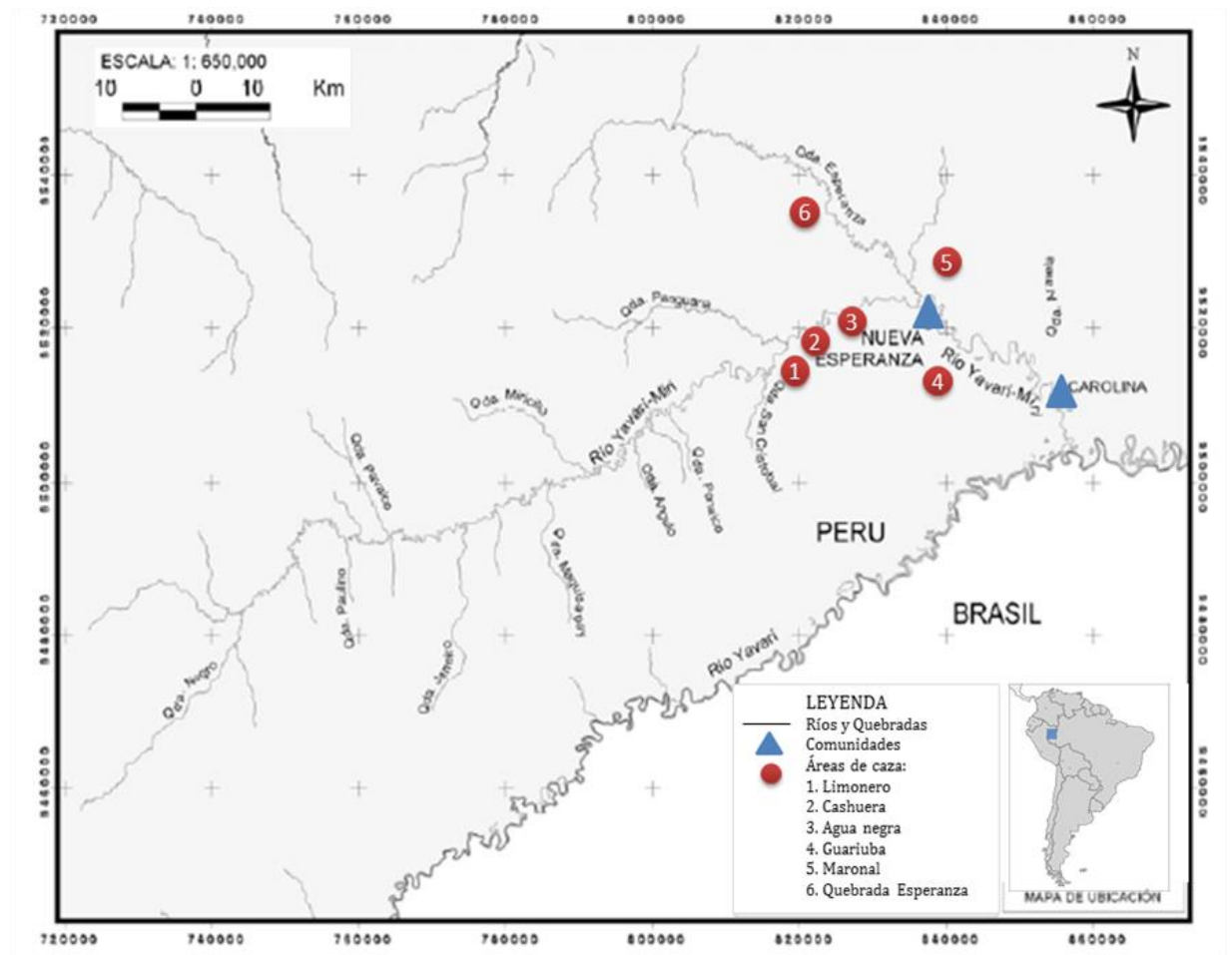
77. **Smith JMB. 2002.** Hedgehogs: Health and management. British Hedgehog Preservation Society. Wildlife Information Network.
78. **Smythe N, Brown de Guanti O. 1995.** Domestication and husbandry of the paca (*Agouti paca*). FAO Conservation Guide. N° 26. Rome. FAO. 93 pp.
79. **Soulsby EJJ. 1987.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. Séptima edición. Interamericana. México, DF.
80. **Stunkard H. 1965.** New intermediate hosts in the life cycle of *Prosthenorchis elegans* (Diesing, 1815), an acanthocephalan parasite of primates. J Parasitol; 51:645-649.
81. **Sunción D. 2009.** Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales de *Cuniculus paca* (Brisson, 1762) “Majaz” capturados en la Cuenca Alta del Río Itaya, Loreto-Perú. Abril 2007-Abril 2008. Tesis para optar el título profesional de Biólogo. Perú: Universidad Nacional de la Amazonía Peruana. 92 p.
82. **Suzán G, Galindo F, Ceballos G. 2000.** La importancia del estudio de enfermedades en la conservación de fauna silvestre. Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. 10 p.
83. **Tantaleán M. 1994.** Nuevos helmintos de importancia médica en el Perú. Rev. Per. Med. Trop. U.N.M.S.M. 8: 87-91.
84. **Travassos L, Freitas JFT, Lent H. 1939.** Relatorio da excursao scientifica do Instituto Oswaldo Cruz, realizada na zona da Estrada de Ferro Noroeste do Brasil. II . Pesquisas helmintológicas. BoI. BioI., Sao Paulo, 4 (2): 221-249.
85. **Travassos L. 1937.** *Eucyathostomum dentatum* Molin, 1861 (Nematoda: Strongyloidea). Mem. Inst. Oswaldo Cruz 32 (1): 95-100.
86. **Trenton S. 2002.** Diseases of laboratory primates. Department of Comparative Medicine. University of Alabama at Birmingham. Net Vet Veterinary Resources. Washington University.
87. **Trigo F, Mateos A. 1993.** Patología General Veterinaria. 2da Edición. Ed. Interamericana Mc Graw-Hill. Mexico DF. P: 56-58, 89,192.
88. **Trujillo F, Rodríguez JV, Diaz MC, Tirira D, González A. 2005.** Mamíferos acuáticos y relacionados con el agua. Conservación Internacional Colombia. 139 pg.
89. **Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW. 2001.** Parasitología veterinaria. 2da ed. Zaragoza. Ed. Acribia: 355p.
90. **Vasallo I. 2000.** Alometría e Isometría en varias Especies de Roedores Caviomorfos, con Comentarios sobre la Estructura del Aparato Masticatorio del Orden Rodentia. Universidad Nacional de Mar de Plata, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales.

Revista Argentina de Mastozoología Neotropical. 7(1):37 – 46. Mar de Plata, Argentina.

91. **Vicente JJ, Rodrigues HO, Gomes DC, Pinto RM. 1997.** Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. Revista Brasileira de Zoologia, vol. 14, pp. 1-452.
92. **Welsch U, Sobotta J. 2009.** Histología. 2º Edición. Editorial Médica Panamericana. Madrid, España.
93. **Zapata MR. 2004.** Parásitos gastrointestinales en el pecarí de collar (*Pecari tajacu*) en un criadero del estado de Yucatán, México. Tesis para optar el título de Médico veterinario y zootecnista. Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Yucatán.

IX. ANEXOS

**ANEXO 1. ÁREA DE CAZA EN LA CUENCA DEL RÍO YAVARÍ MIRÍ, LORETO,
PERÚ**



ANEXO 2. FICHA DEL EXAMEN PARASITOLOGICO

ESPECIE:

CÓDIGO:

FECHA DE CAZA:

LUGAR DE CAZA:

SEXO:

GESTANTE (S/N):

1. OBSERVACION DE LESIONES MACROSCOPICAS: FORMOL 10%

ESTOMAGO:

INTESTINO DELGADO:

INTESTINO GRUESO:

- OBSERVACIONES:

2. OBSERVACION DE PARASITOS ADULTOS: ALCOHOL 70%

ESTOMAGO: - Nemátodos
 - Tremátodos
 - Céstodos

INTESTINO DELGADO:- Nemátodos
 - Tremátodos
 - Céstodos

INTESTINO GRUESO: - Nemátodos
 - Tremátodos
 - Céstodos

- OBSERVACIONES:

Iquitos, de del 20...

**ANEXO 3. FICHA DEL EXAMEN MACRO Y MICROSCOPICO DEL TRACTO
GASTROINTESTINAL**

ESPECIE:

CÓDIGO:

FECHA DE CAZA:

LUGAR DE CAZA:

SEXO:

GESTANTE (S/N):

Órgano	ESTÓMAGO	Nº Helmintos	
Helmintos			
Lesiones Macroscópicas			
Lesiones microscópicas			
Diagnóstico			
Órgano	INTESTINO DELGADO	Nº Helmintos	
Helmintos			
Lesiones Macroscópicas			
Lesiones microscópicas			
Diagnóstico			
Órgano	INTESTINO GRUESO	Nº Helmintos	
Helmintos			
Lesiones Macroscópicas			
Lesiones microscópicas			
Diagnóstico			

Lima, de del 20...